

CURSO DE COLECCIÓN Y MANEJO
DE MUESTRAS DE PLAGAS.

El Zamorano 1987

CONCEPTOS Y METODOS PARA LA TOMA DE MUESTRAS*

Introducción

Los organismos existen en diferentes niveles de abundancia que varían de lugar en lugar y de tiempo en tiempo.

Los científicos agrícolas, ya sea que se encuentren trabajando como extensionistas o como investigadores, deben estar al tanto de los cambios de abundancia de determinadas plagas, ya que dichos cambios afectan la alimentación humana y producción de fibra y deben ser tomados en cuenta para tomar las medidas de precaución adecuadas de una manera económica.

Mantenerse al tanto de los cambios en abundancia de una determinada población de plagas, demanda el uso de la toma de muestras. Por ello es importante saber como tomar las muestras y como juzgar si ellas son o no representativas.

Objetivo

El objetivo de esta presentación es el presentar los conceptos básicos de la toma de muestras. Se habrá cumplido con dicho objetivo cuando la audiencia sea capaz de:

1. Identificar los 4 componentes básicos de cualquier plan de toma de muestras.
2. Describir los diversos métodos mediante los cuales una muestra puede ser tomada para un definido tipo de plaga.
3. Dar ejemplos de algunas estrategias generales de muestreo que se han de utilizar bajo diferentes grupos de objetivos.

* Presentado por el Ing. Roberto Marengo, Supervisor Fitoprotección/Proyecto MIPH-E.A.P., El Zamorano, Honduras.

Contenido Científico: Dr. Carl S. Barfield, Profesor, Entomología y Nematología, Universidad de Florida, Gainesville, Florida.

Herramientas para la toma de muestras

El tema más adecuado para comenzar a estudiar la toma de muestras es ¿qué "herramientas" pueden ser usadas para atrapar los organismos?

Probablemente la audiencia haya tenido ya alguna experiencia personal en el uso de algunas de estas herramientas, sin embargo, veamos algunas de las herramientas utilizadas comunmente y el tipo de organismos para los cuales son más adecuadas.

- ✓ Observación Visual: Esta "herramienta" incluye la ubicación de un determinado lugar y luego el uso de la vista para contar organismos presentes. No hay remoción física de los organismos sino solamente "ver y anotar". La observación visual ha sido utilizada para contar el número de predadores en un determinado cultivo. La observación visual provee también datos sobre un número de organismos vistos en un tiempo dado (ej. picudos por planta); nos da un estimado de densidad relativa.
- ✓ Red Entomológica: Esta herramienta envuelve el uso de un material especial para la red atada a un palo. La red se pasa rápidamente sobre cualquier lugar que se desee muestrear (ej. el follaje de un cultivo) a medida que la persona toma la muestra camina sobre un determinado espacio. El tamaño de la red, la longitud de los pasos y el estado de desarrollo del cultivo influyen en el número de organismos capturados. Esta técnica es muy utilizada para la toma de muestras de insectos. Provee un estimado de densidad relativa.
- ✓ Camilla de Muestreo: Esta técnica consiste en el uso de un pedazo de tela de forma cuadrada o rectangular, localizada exactamente a un lado del material que se desea muestrear y "agitando" el material sobre la tela. Los organismos caen sobre la tela donde pueden ser contados fácilmente. El tamaño de la tela, el tipo de material que se está muestreando, el vigor con que se agita el material y la conducta de los organismos son factores que afectan la efectividad del muestreo. Esta herramienta de muestreo provee un estimado de la densidad relativa.
- ✓ Trampas: Existen gran variedad de trampas; algunas utilizan luz ya sea

natural o ultra-violeta; o bien químicos atrayentes (feromonas) para llamar la atención de los organismos como insectos. Otras trampas hacen uso de corrientes de aire para atraer estados inmaduros de enfermedades (trampas para esporas). En este caso el tamaño de la trampa, el ambiente físico (temperatura, precipitación, viento, etc.) pueden afectar lo que se va a capturar en las trampas. Todos estos tipos de trampas proveen un estimado de densidad relativa.

Existen otros tipos de trampas más especializadas, por ejemplo la llamada "trampa de almeja". Esta trampa está diseñada para asegurar el conteo de "todos" los organismos durante el período de muestreo. Este tipo de trampa da un estimado de densidad absoluta. Esta herramienta es un equipo pesado y caro que no es práctico para el extensionista, pero si para el investigador que desea un estimado preciso de la densidad absoluta, o que quiere medir la densidad de un organismo particular por medio de métodos relativos o absolutos y comparar ambos.

✓ Muestreo con marco: Esta técnica es frecuentemente utilizada por botánicos que desean medir la densidad de especies de plantas en un lugar específico. El primer paso, es trazar una ruta dentro del campo, luego; en varios lugares dentro de la ruta, se deja caer un marco cuadrado o rectangular sobre las plantas, contándose luego todas las plantas dentro del dicho marco. Debido a que las plantas no "escapan" y que todas las plantas dentro del campo pueden ser muestreadas, este método provee un estimado de densidad absoluta.

✓ Aspirador (D-VAC): Esta herramienta utiliza una fuerza de succión creada por un motor de combustible, esta fuerza succiona los organismos de la superficie de las plantas y otros materiales. El tamaño del cono utilizado afecta lo que se capture. Otro aspecto importante es la velocidad con que la persona camina mientras usa el D-VAC. Debido a que no se puede asegurar la captura de todos los organismos, usualmente esta máquina sirva para estimar densidad relativa.

✓ Aspersión: Algunas veces se puede utilizar un pesticida para matar y hacer caer los organismos dentro de un recipiente, de esta manera, los

organismos se pueden contar ya que no pueden escapar ni esconderse. Cuando todos los organismos en el área fumigada han sido contados muy cuidadosamente, esta metodología provee un estimado de densidad absoluta.

Como puede ver, existen gran cantidad de herramientas para muestreo. Ahora no dudará en utilizar algunas de ellas durante su trabajo esencial para su uso correcto. Es también necesario saber como interpretar los resultados obtenidos por las herramientas. A continuación, se enfoca una serie de componentes importantes de un plan de muestreo, que lo inducirán a pensar en las distintas formas e interrelaciones de estos componentes.

Resumen del material a cubrir

I. Razones para muestrear.

II. Componentes de un plan de muestreo.

I. Razones para muestrear

Existen dos razones básicas por las cuales se deben muestrear. Una razón se encuentra asociada con investigación y la otra con extensión y protección de cultivos. La siguiente información explicará el uso del muestreo en ambos campos.

1.1 Uso del muestreo en ambos campos.

Suponga que usted está interesado en el estudio de la biología y dinámica de población de un organismo. Existen varios aspectos del organismo que se pueden estudiar. Estos varios aspectos son llamados PARAMETROS del organismo, y la investigación sobre el organismo comprende el medir algunos o todos esos parámetros. Esta es la primera razón para muestrear, proveer una ESTIMACION DE PARAMETROS. Esto refiere a investigación y requiere el establecimiento y análisis de experimentos. Estos experimentos pueden ser conducidos en un laboratorio, en el campo o en ambos lugares.

La segunda razón para la toma de muestras está relacionada con extensión. Supóngase que usted está trabajando para un agricultor y su

trabajo es informarle acerca de las plagas que se encuentran en su cultivo, y protegerlo de cualquier pérdida económica. En este caso usted debe muestrear y usar los datos de esas muestras para poder tomar una buena decisión en relación a la protección del cultivo. .

Ya sea que sus objetivos sean estimar parámetros (en investigación), o bien tomar decisiones (en extensión); usted tendrá que muestrear para tomar decisiones y muestrear para estimar parámetros. Primero, si su objetivo al seguir una investigación es entender la biología y ecología de un organismo, usted puede invertir relativamente más dinero, personal y tiempo para muestrear; usted desea tener estimados precisos. Cuando se requiere de decisiones rápidas para prevenir daños no se puede invertir ni el tiempo ni el dinero para obtener resultados precisos. Segundo si usted está interesado en estudiar un organismo en particular, se verá obligado a usar una herramienta de muestreo incómoda pero con la cual alcanzará sus objetivos. El extensionista debe utilizar herramientas prácticas y de fácil uso que le permitan una rápida decisión.

Ahora que posee un entendimiento de las dos grandes razones para tomar muestras, prosigamos a estudiar los componentes de cualquier plan de muestreo. Recuerde, estos componentes son IDENTICOS no importa la razón por la que se muestree.

II. Componentes de un Plan de Muestreo

Existen cuatro factores que deben ser considerados al desarrollarse un plan de muestreo. Primero, debemos considerar la manera en que los organismos estudiados se encuentran dispersos en el campo, lo que se conoce como el PATRON DE DISPERSION de dichos organismos. Segundo, debemos decidir que herramientas utilizaremos para la toma de las muestras; lo que se conoce como TAMAÑO DE LA MUESTRA. Tercero, debemos escoger el o los lugares donde se tomarán las muestras o sea la LOCALIZACION DE LA MUESTRA y por último cuantas muestras, o sea el NUMERO DE MUESTRAS necesarias a tomar.

Dispersión de la Población

Por varias razones, los organismos pueden estar distribuidos bajo dife-

rentes patrones en el campo. A este patrón de como los organismos están distribuidos en el campo se les llama PATRON DE DISPERSION. Debido a que existen muchos modelos bien definidos de patrones de dispersión, discutiremos solamente tres de los más comunes. Generalmente, tres modelos describen la mayoría de las poblaciones que se encuentran en el campo. Estos modelos son AL AZAR, UNIFORME y AGREGADO.

Si va al campo y toma algunas muestras, puede utilizar medidas estadísticas como promedio y varianza para obtener un índice de como los organismos muestreados están dispersos. Compare el promedio de la población con la varianza. Si la varianza es mayor, los organismos están dispersos gregariamente. Si el promedio de la población es mayor que la varianza, los organismos están probablemente dispersos uniformemente. Si la varianza es más o menos igual a la media, el patrón al azar es posiblemente el indicado. Recuerde que estas comparaciones son solamente una guía práctica. Existen pruebas estadísticas más completas que permiten probar si un organismo está realmente disperso como su índice lo indica; sin embargo, estas pruebas están fuera de los objetivos de esta lección. Por razones prácticas, estos índices serán suficientes para nuestro trabajo.

Localización de las Muestras

El concepto de localización de las muestras se refiere a la pregunta: ¿en qué parte del campo hemos de tomar las muestras? Es una de las preguntas más frecuentemente realizadas, especialmente cuando se realizan trabajos de exploración en los cultivos. Existen varios métodos de localización de las muestras, sin embargo, en la presente unidad solo estudiaremos tres de ellos.

AL AZAR, AL AZAR ESTRATIFICADO y SISTEMATICO. Para cada uno de los métodos estudiaremos: (1) ¿cuándo usarlos? (2) ¿qué asunciones realizar? y (3) ¿cómo analizar la muestra y los parámetros de la población?

Probablemente el método más común de localizar las muestras no es ninguno de los expresados anteriormente. La mayoría de los agricultores

piensan que deben entrar al campo y tomar muestras aquí y allá, a eso le llaman "muestrear al azar"; pero esto no es más que un "vagar por el campo" o la llamada "técnica a la buena de Dios". En el verdadero muestreo al azar, los siguientes cuatro pasos deben ser cumplidos.

1. Dividir el universo de muestras (ej. el campo) en cuadrantes.
2. Seleccionar las coordenadas de muestreo en una tabla de números al azar.
3. Localizar la unidad de muestreo (ej. tomar la muestra).
4. Observar los elementos dentro de la unidad de muestreo. (ej. contar los organismos).

El muestreo al azar es definido como la "toma de una muestra de tamaño 'n' de una población 'N' de manera tal que cada unidad de muestreo dentro del universo tenga igual probabilidad de ser incluida en la muestra". Las ecuaciones para calcular la media, la varianza y el error estándar para la muestra y la población se presentan en el apéndice 2.

En aquellos lugares en los que el patrón de dispersión puede ser visto o identificado, los estimados de la media y varianza poblacional pueden frecuentemente ser mejorados utilizando la localización de la muestra obtenida con el método al azar estratificado. Debe existir una buena razón biológica para la identificación de los estratos. Una vez seleccionados dichos estratos, la varianza dentro de los estratos deberá ser menor que la varianza entre todos ellos. De lo contrario es ilógico estratificar.

El sistema de muestreo estratificado debe ser utilizado únicamente cuando una o más de las siguientes condiciones son aplicables: (1) cuando una población heterogénea pueda ser dividida internamente en sub-poblaciones homogéneas; (2) cuando los estratos no se encuentran traslapados y bien delimitados; (3) cuando la localización óptima de las muestras es requerida o los costos de muestrear sub-unidades no es igual; o (4) cuando se necesitan diferentes estimados separados para cada sub-habitat. El uso actual de este sistema de muestreo requiere de los siguientes pasos:

1. Seleccionar sub-estratos homogéneos en base a datos previos (se requiere para ello de algún conocimiento biológico).
2. Decidir como localizar las muestras en cada uno de todos los estratos.
 - a. Igual número de muestras en cada estrato.
 - b. Localización proporcional (peso de la muestra acorde con el área y cada estrato).
 - c. Localización óptima (para minimizar la varianza).

Las ecuaciones para el cálculo de las estadísticas de muestras y parámetros poblacionales bajo el sistema de muestreo al AZAR ESTRATIFICADO pueden ser estudiados en el apéndice 3.

Si por datos o experiencias anteriores usted sabe cuantas muestras debe tomar, lo único que necesita es un método para localizar las muestras, para "esparcir las" en el campo. Este método es denominado MUESTREO SISTEMÁTICO. Básicamente lo que se debe hacer es escoger una ruta a través del campo y dividir la longitud de dicha ruta por el número de muestras que se deben tomar. El resultado será la distancia entre muestras. Los siguientes cuatro pasos son necesarios en la localización sistemática de muestreo:

1. Seleccionar el número de muestras.
2. Seleccionar la ruta a través del campo.
3. Usar la tabla de números al azar para localizar el primer sitio de muestreo.
4. Dividir la distancia total de la ruta usando la siguiente fórmula:

$$\text{Usaremos: } K = \frac{\text{Distancia total de la ruta}}{\text{Número de muestras a tomar}}$$

Dónde: K es la distancia entre cada una de las muestras.

Información adicional sobre el uso del método de muestreo sistemático de localización puede ser encontrado en el apéndice 4.

Existe otro punto importante al hablar de la localización de las mues-

tras. La gente cree que al introducirse en el campo y tomar muestras "aquí" y "allá" está tomando muestras al AZAR. Este no es el caso, la tendencia es sobre-estimar la población, ya que la persona normalmente tiende a detenerse en el lugar donde el daño ocurre. La selección de cuadrantes y el uso de la tabla de números al azar son esenciales en el muestreo al AZAR simple.

Tamaño de la Unidad de Muestreo

El concepto de tamaño de la unidad de muestreo se refiere a la herramienta o medio que se utiliza para tomar las muestras. Los siguientes cuatro términos deben ser definidos para poder entender el concepto tamaño de la unidad de muestreo: (1) monitoreo biológico, (2) monitoreo del ambiente, (3) estimadores de densidad relativa, (4) estimadores de densidad absoluta.

Monitoreo biológico: muestreo de organismos vivos dentro de un ecosistema.

Monitoreo del ambiente: muestreo del ambiente físico dentro de un ecosistema.

Estimadores de la densidad relativa: herramientas que dan los estimados en base a "unidad de trabajo".

Estimadores de la densidad absoluta: herramientas que dan los estimados en base a "unidad de área".

Ecológicamente, los organismos existen en densidades absolutas (No./unidad de área); sin embargo, la habilidad para medir dichos organismos a menudo depende de estimados en base a densidades relativas. Es muy importante entender cuando una herramienta o medio de muestreo (ej. un golpe de red o una trampa) provee un estimado de densidad relativa o densidad absoluta. Algunos de los medios más comúnmente utilizados en la toma de muestras, se listan a continuación:

Estimadores de Densidad Relativa: Golpes de red, D-VAC, trampas de

feromonas, trampas de luz.

Estimadores de Densidad Absoluta: El embudo de Berlese, trampa de "almeja".

Herramientas para el Monitoreo del Clima: Termómetro, anemómetro, pluviómetro, medidores de rocío, veleta, hidrotérmoógrafo.

Usualmente, el extensionista e investigador conoce la herramienta que se ha de utilizar en el muestreo. Esta información puede ser obtenida de trabajos previos o experiencias de otros. Sin embargo, los científicos se encuentran siempre interesados en evaluar las diferentes herramientas de muestreo en un mismo organismo. Cualquiera que sea el caso, se debe tener cuidado en escoger el tamaño adecuado de muestra para la herramienta que se ha de utilizar, ya que esto puede cambiar drásticamente los estimados de densidad de los organismos que se están muestreando.

Número de Muestras

Probablemente la pregunta más común que los extensionistas e investigadores se hacen es "¿Cuántas muestras debo tomar?" Esto es relevante ya que el hecho de tomar muestras está asociado con un costo (en tiempo y dinero). Obviamente, si fuera práctico, uno debería muestrear el campo entero (o medir directamente la población). Pero, ya que esto es casi imposible en la mayoría de los casos, debemos continuar intentando contestar la pregunta de cuántas muestras tomar.

La pregunta de "¿Cuántas muestras?" depende del grado de precisión que se desea obtener con los estimados de muestras. Por ejemplo, si no se poseen objeciones en obtener una gran varianza con unas pocas muestras serán suficiente. En cambio si se desea un nivel bajo de varianza, por ejemplo, su estimado de densidad promedio, entonces tendrá que tomar mayor número de muestras. Así, el concepto de PRECISION DE LA MUESTRA, adquiere importancia en responder a "¿Cuántas muestras tomar?".

Un índice de precisión de la muestra es la relación entre el error

estándar y la media. Para determinar esta relación, debemos ir al campo y tomar muestras preliminares. Esto asume que previamente se ha decidido la herramienta de muestreo y el sistema de localización de las muestras. El número de muestras preliminares que se deben tomar es variable y dependerá más que todo del tiempo de que se disponga para hacerlo. Al momento de tomar estas muestras preliminares, cuente los organismos y calcule algunas simples estadísticas (media, varianza, error estándar, etc.). Esta información se puede usar para determinar el número de muestras que se necesitan. A mayor precisión de la muestra (es decir menor varianza con respecto a la media) menor es el número de muestras que se deben de tomar en el campo para obtener un "buen" estimado de la densidad promedio.

La ecuación presentada puede ser utilizada para ayudar a determinar cuántas muestras se deben tomar:

$$n = \left[\frac{S}{E \cdot \bar{X}} \right]^2 \quad n = \left[\frac{(8.28)}{(0.05) \cdot (26.4)} \right]^2 = \frac{39.6}{\underline{\underline{40}}}$$

Los valores a sustituir en la ecuación son:

S = desviación estándar de la muestra.

$\bar{x}$ = media de la muestra.

E = error estándar predeterminado.

n = número de muestras

Por ejemplo, usted ha decidido, para un determinado propósito, un error estándar de la media menor del 5% de la media. Luego va al campo y toma 5 muestras. Los resultados obtenidos fueron: para la primera muestra 15 organismos, 37 para la segunda, 28 para la tercera, 33 para la cuarta y 19 para la quinta muestra. Luego se calculan las estadísticas simples dándonos un promedio de 26.4 y una varianza de 68.6. $\therefore S = 8.28$

Recuerde, usted desea que su error estándar no sea mayor que un 5% de la media. Ahora puede usar la fórmula previamente indicada para determinar cuantas muestras adicionales se deben tomar para asegurar que la varian-

za no sea más de 5% con respecto a la media. El resultado es 40.

Ya que se han tomado 5 muestras, esto significa que debe regresar al campo y tomar otras 35 muestras. Sin embargo, si se requiere tan solo de un 10% de precisión (en lugar de 5%) se dirá que no se necesitan sino un total de 10 muestras (compruébelo con la fórmula).

El punto es que, a mayor varianza (que afecta directamente el error estándar), mayor número de muestras habrá que tomar para alcanzar los estimados estadísticos. Como una regla general, se requiere que el error estándar de la media sea menor de 0.25. Bajo condiciones de campo este error estándar es usualmente considerado suficiente para una "buena muestra". Sin embargo, bajo condiciones reales, este error varía en un rango de 50 a 75%.

La discusión realizada y los ejemplo dan una idea de cuantas muestras tomar. Recuerde, sin embargo, que un costo es asociado con cada muestra que se toma. Por eso el número de muestras que se requiere tomar para obtener un estimado adecuado, puede ser que no vaya de acuerdo con los costos que se puedan cubrir. Entonces ¿Qué hacer?, desafortunadamente no hay un método efectivo para ayudarle a tomar una decisión en este caso. Como una regla general, se debe tomar el mayor número de muestras que se pueda, así solo tendrá simplemente que ser cauto al momento de tomar sus decisiones si el número de muestras no es suficiente.

APENDICE 1

A continuación se provee un pequeño resumen de algunos conceptos básicos relacionados con estadística. Si no entiende este resumen deberá referirse a un texto de estadística más detallado.

	Estadísticas de la muestra	Parámetros de la población
Media	$\bar{x}$	$\bar{X}$
Varianza	s^2	S^2
Desviación estándar	s	S
Error estándar	$s_{\bar{x}}$	Indefinido

Computo:	$\bar{x} = \sum x_i / n$	$\bar{X} = N (\bar{x})$
	$s^2 = \sum x^2 - ((\sum x)^2 / n) / n-1$	$S^2 = N^2 s^2 / n$
	$s = s^2$	$S = S^2$
	$s_{\bar{x}} = s / \sqrt{n}$	Indefinido
	$C. I. = \bar{x} \pm (s_{\bar{x}}) (t_a)$	

N = Número total de muestras posibles de tamaño n.

APENDICE 2

Muestreo Simple al Azar

Definición: Una muestra de tamaño "n" de una población "N" que es tomada de tal manera que cada unidad de muestra tiene igual probabilidad de ser incluida en la muestra total.

$$\text{Media: } \bar{x} = \sum x_i / n$$

$$\text{Varianza: } s^2 = \sum x^2 - (\sum x)^2 / n / n-1$$

$$\text{Error estándar : } s_{\bar{x}} = s / \sqrt{n}$$

$$\text{C.I. : } \bar{x} \pm (s_{\bar{x}}) (t_a)$$

Para estimar la población total X , $S = Y = N(y)$

$$V(y) = N^2 s^2 / n \text{ donde:}$$

y = media de la muestra

N = número total de muestras posibles

n = número de muestras tomadas

s = varianza de la muestra

APENDICE 3

Muestreo al Azar Estratificado

Definición: En los lugares donde la dispersión de los organismos puede ser identificada, los estimados de la población pueden ser obtenidos dividiendo el universo de la muestra en estratos. El criterio aplicado es que al estratificar se separarán los estratos de tal manera que la variación entre unidades de muestreo es mínima. Datos de los estratos deben ser internamente homogéneos. Una vez que se han determinado los estratos, la selección de muestreo es la del AZAR SIMPLE.

¿Cómo usarlo?

1. Cuando exista una población heterogénea (o un habitat con poblaciones agregadas) y pueda ser dividida en sub-poblaciones. Los datos de estrato deben ser más homogéneos que la población como un todo.
2. Cuando la población no esta traslapada, los grupos están desarticulados y bien definidos.
3. Cuando se requiere una óptima localización de las muestras o cuando el costo de muestrear subunidades no es igual.
4. Cuando se requieren estimados de sub-habitats.

Para estimar la media y la varianza de la población total:

$Y = N\bar{y}$ donde Y = estimado de la población
 $\bar{y}$ = media de medias de los estratos
 N = número total de muestras posibles en el estrato.

$$V(Y) = (N_h (N_h - n_h)) S_h^2 / n_h$$

Donde N_h = número total de muestras posibles en ese estrato.
 n_h = número de muestras tomadas en ese estrato.
 S_h^2 = varianza por estrato.

MUESTREO DE INSECTOS DEL SUELO

UNA INTRODUCCION AL ANALISIS BASICO (*)

(*) Tomado de: ROJAS, B. (1961). Muestreo de Insectos del Suelo. Boletín de Técnicas y Aplicaciones de muestreo. México, Secretaría de Industria y Comercio. pp. 93-108.

INTRODUCCION

El conocimiento de la población de insectos u otras especies de animales que viven en el suelo es de suma importancia para entomología económica y científica. Dicho conocimiento nos permite:

- 1) Tomar en cuenta la necesidad de establecer el control de una especie perjudicial al cultivo.
- 2) Valorizar la efectividad del método de control.
- 3) Correlacionar las poblaciones de insectos de una especie con el grado de daño ocasionado.
- 4) Correlacionar las poblaciones de insectos con características ecológicas o agrícolas: cubierta vegetal, humedad, acidez o alcalinidad, textura y estructura del suelo, sistema de rotación, temperatura, precipitación pluvial, etc.
- 5) Determinar tendencias de las poblaciones a aumentar o disminuir con los años.

La estimación de la población o número de insectos que se encuentren en un campo puede lograrse en forma eficiente y económica utilizando un método de muestreo adecuado. La metodología estadística moderna nos auxilia poderosamente para planear una estimación que además de satisfacer los requisitos prácticos y económicos nos ofrezca la confianza de que nuestros datos finales, de los cuales se pueden desprender decisiones importantes, estén suficientemente apegados a la realidad. En este estudio nos proponemos exponer brevemente la teoría y los métodos estadísticos involucrados en el muestreo de insectos del suelo. Sin embargo, es menester aclarar que los mismos principios son aplicables a las plagas que habitan sobre el suelo.

PRINCIPIOS GENERALES DE MUESTREO

Supongamos que tenemos un campo de área A y que deseamos conocer la población de insectos de una especie determinada. Para lograr nuestro deseo elegimos un número n de sitios dentro del campo. En cada sitio la unidad de observación o de muestreo será un volumen de suelo que tiene

un área a y una profundidad h . El tamaño y la forma de la unidad de muestreo dependerá de las características de los insectos en estudio y también de consideraciones estadísticas. Las muestras pueden extraerse simplemente con pala o por medio de instrumentos adecuados como cilindros o prismas.

En cada unidad de muestreo se determina el número de insectos. Se calcula el promedio aritmético de insectos de todas las unidades de muestreo. Si $x_1, x_2, x_3, \dots, x_n$ representan los números de insectos en las unidades de muestreo 1, 2, 3, ... n , respectivamente, el promedio de insectos por unidad será:

$$\bar{x} = \frac{x_1 + x_2 + x_3 + \dots + x_n}{n} = \frac{x_1}{n}$$

La estimación de la población I de insectos en el área A será:

$$I = \frac{A}{a} \bar{x} \dots\dots\dots (1)$$

El valor I así estimado tiene una aproximación que depende del diseño de la muestra, es decir, tanto del número y localización de unidades del muestreo como del tamaño y forma (sección y profundidad) de estas últimas. En otras palabras: la aproximación de I depende de la variabilidad que presente el número de insectos de una unidad de muestreo a otra, es decir, de la variación de los valores $x_1, x_2, x_3, \dots, x_n$. Esta variación sigue una ley que está de acuerdo con la biología y hábitos del insecto. La estadística ha desarrollado modelos matemáticos que se apegan satisfactoriamente a la distribución real de los insectos en las unidades de muestreo. En este estudio nos referiremos a la distribución de Poisson y a la Binomial Negativa.

LA DISTRIBUCION DE POISSON

Supongamos que X representa el número de insectos de una especie que encontramos en un volumen de suelo V . A X se le llama "variable aleato-

ria" porque sus magnitudes ocurren con determinadas probabilidades. Ahora supongamos que son ciertas, biológicamente, las siguientes condiciones:

- 1) La probabilidad de que a un insecto se le encuentre en un pequeño volumen de suelo dV es proporcional a dV , digamos que esa probabilidad es λdV .
- 2) La existencia de un insecto en una porción de suelo no afecta la existencia o inexistencia de otro insecto en otra porción de suelo contigua.

Cumpléndose estas dos condiciones se demuestra (1) que la variable X , número de insectos en el volumen V , sigue la distribución estadística de Poisson, también denominada "ley de los números pequeños" y (2), que tiene la siguiente expresión matemática.

$$P(x) = e^{-\lambda V} \frac{(\lambda V)^x}{x!} \quad . \quad x = 0, 1, 2, \dots, \infty$$

$P(x)$ es la probabilidad de encontrar x insectos en el volumen de suelo V . λV es el número medio de insectos en el volumen V y es la constante o parámetro único que define a la distribución de Poisson y por ello lo representamos por m , es decir, $\lambda V = m$. Este parámetro m puede tener cualquier valor positivo, entero o decimal; x , en cambio, sólo puede tener valores enteros positivos.

Substituyendo λV por m tenemos:

$$P(x) = e^{-m} \frac{m^x}{x!} \dots\dots\dots (2)$$

Si en la expresión anterior hacemos $x = 0$ obtendremos la probabilidad de no encontrar ningún insecto en el volumen V :

$$P(0) = e^{-m}$$

En forma semejante podemos encontrar las probabilidades para otros

valores de x .

La descripción de las distribuciones estadísticas es completa con el conocimiento del o de los parámetros que entran en las fórmulas matemáticas de ellas. La distribución de Poisson queda plenamente definida sabiendo el parámetro m . Sin embargo es de interés práctico y teórico el conocimiento de las medidas de posición y de dispersión de las distribuciones. Las más empleadas son la media aritmética u como medida de posición, y la desviación estándar o como medida de dispersión. Al cuadrado de la desviación estándar, o , se le llama varianza. Se puede demostrar fácilmente que, para la distribución de Poisson:

$$u = m \text{ y } o^2 = m$$

o sea, que en este caso la varianza es igual a la media.

EL MUESTREO SEGUN LA LEY DE POISSON.- Si el número de insectos en las unidades de muestreo de sección a y profundidad h sigue la distribución de Poisson y tomamos n muestras situadas al azar dentro del campo de área A hemos escrito arriba que la estimación de la población de insectos en todo ese campo es:

$$I = \frac{A}{a} \bar{x}$$

Ahora bien, la varianza de I , $V(I)$ es:

$$V(x) = \frac{V(\bar{x})}{n} = \frac{o^2}{n} = \frac{m}{n}$$

en la que m es el parámetro de la distribución de Poisson.

El error estándar de $\bar{x}$ es:

$$o_{\bar{x}} = \frac{\sqrt{m}}{n}$$

La aproximación a en la estimación de m podemos expresarla como sigue:

$$a = \frac{\sigma_{\bar{x}}}{m} = \frac{1}{\sqrt{mn}} \quad \therefore \quad n = \frac{1}{a^2 m} \quad \dots\dots\dots(3)$$

Fórmula 3 nos sirva para determinar el número n de unidades de muestreo. Por ejemplo, si conjeturamos que en el campo m tiene un valor de 0.5 (promedio de insectos por unidad de muestreo) y deseamos que la aproximación a = 0.20 necesitaremos:

$$n = \frac{1}{0.20^2 \times 0.5} = \frac{1}{0.02} = 50 \text{ unidades de muestreo.}$$

Observamos que n depende tanto de la aproximación requerida como de la población de insectos. Para poblaciones menores n es mayor.

Para conocer el efecto que tiene el tamaño de la unidad de muestreo en la aproximación de la estimación consideremos dos muestreos. En el primero utilizamos un número n_1 de unidades de área a_1 y en el segundo empleamos n_2 unidades de área a_2 . Si suponemos que el costo del muestreo es proporcional al volumen de suelo excavado y deseamos que las dos muestras tengan el mismo costo, tendremos $n_1 a_1 = n_2 a_2$. En el primer muestreo el promedio de insectos en la unidad de muestreo será m_1 y en el segundo será m_2 . Aceptando la ley de Poisson tendremos:

$$m_2 = \frac{a_2}{a_1} m_1$$

Las estimaciones de las poblaciones serán:

$$I_1 = \frac{A}{a_1} \bar{x}_1 \quad \text{e} \quad I_2 = \frac{A}{a_2} \bar{x}_2$$

Y por lo tanto:

$$V(I_1) = \frac{\frac{A^2}{a_1^2}}{n_1} \quad m_1$$

$$V(I_2) = \frac{\frac{A^2}{a_2^2}}{n_2} \frac{m_2^2}{n_2} = \frac{\frac{A^2}{a_2^2}}{n_2} \frac{a_2 m_1}{a_1} \times \frac{a_2}{n_1 a_1} = \frac{\frac{A^2}{a_1^2}}{n_1} \frac{m_1}{n_1}$$

Es decir, $V(I_1) = V(I_2)$ y por lo tanto los dos muestreos proporcionan igual aproximación. En otras palabras, según la ley de Poisson es indiferente al tamaño de la unidad de muestreo siempre y cuando se cumpla el requisito $n_1 \times a_1 = n_2 \times a_2$.

PRUEBA DE AJUSTE DE LA LEY DE POISSON.- Para poder utilizar la ley de Poisson en el cálculo de las muestras de insectos es necesario comprobar que la distribución de insectos sigue realmente tal ley. Hemos visto que en la distribución de Poisson la varianza σ^2 es igual a la media m . Si en un muestreo tenemos los valores observados $x_1, x_2, x_3, \dots, x_n$ el valor de m se estima con la media aritmética $\bar{x}$. La varianza σ^2 se estima con S^2 que es igual a:

$$S^2 = \frac{(x_i - \bar{x})^2}{n - 1} = \frac{1}{n - 1} \left[x_1^2 + x_2^2 + \dots + x_n^2 - \frac{(x_1 + x_2 + \dots + x_n)^2}{n} \right]$$

Esperaremos que el cociente $S^2/\bar{x}$ sea aproximadamente igual a 1. Desviaciones grandes de uno indicarán que la ley de Poisson no se ajusta a los datos. La prueba estadística de ajuste es χ^2 .

$$\chi^2 = \frac{(n - 1) S^2}{\bar{x}}$$

con $n - 1$ grados de libertad.

Ejemplo:

Jones (3) realizó en los Estados Unidos un estudio del muestreo de gusanos de alambre. En él comparó tres tamaños de unidad de muestreo, todas ellas de sección cuadrada y de áreas 1, 1/4 y 1/16 pies cuadrados. Concluyó que para una aproximación de 20% se requerían 25 unidades para tamaños de 1 y 1/4 pies cuadrados y 50 unidades de 1/16 de sección. Encontró que la distribución de los gusanos de alambre se adaptaron muy bien a la ley de Poisson. Los resultados obtenidos por Jones han sido criticados por Finney (4) y estudios posteriores han revelado tanto en Inglaterra como en los Estados Unidos que la distribución de los gusanos de alambre se aparta de la de Poisson. Volveremos adelante sobre este punto.

Del estudio citado de Jones hemos tomado algunos datos con muy ligeras modificaciones y éstas con el objeto de presentar un ejemplo más claro. Permittiéndonos esas alteraciones digamos: Jones para estimar la población de gusanos de alambre en un campo tomó 89 muestras (en realidad fueron 100) de un pie cuadrado de sección cada una, y en ellas contó el número de gusanos de alambre. Para mayor simplificación sus datos se ponen en una tabla de frecuencias: número de muestras que tuvieron 0, 1, 2, etc. gusanos. Los resultados se consignan en las dos primeras columnas de la Tabla I.

TABLA I
FRECUENCIAS DEL NUMERO DE GUSANOS DE ALAMBRE
EN LAS UNIDADES DE MUESTREO (un pie cuadrado)

Gusanos por unidad de muestreo x	F R E C U E N C I A		
	f	xf	x ² f
0	4	0	0
1	12	12	12
2	13	26	52
3	17	51	153
4	14	56	224
5	14	70	350
6	9	54	324
7	6	42	294
S U M A S...	89	311	1 409

La media $\bar{x}$ es $\bar{x} = \frac{311}{89} = 3.4944$

$$S^2 = \frac{1}{89 - 1} \left(1,409 - \frac{311^2}{89} \right) = \frac{322.2472}{88} = 3.6619$$

La prueba de ajuste es $\chi^2 = \frac{88 \times 3.6619}{3.4944} = 92.2181$

con 88 grados de libertad.

En las tablas, Snedecor (5), encontramos que para 88 grados de libertad y para un nivel de probabilidades de 0.05, $\chi^2 = 110$ aproximadamente. Como el valor calculado 92.2181 es menor que el tabulado 110, decimos que la ley de Poisson se ajustó satisfactoriamente a la distribución de los gusanos de alambre.

LAS DISTRIBUCIONES DE CONTACTO

Hemos visto que una de las condiciones para que se cumpla la ley de Poisson en la distribución de los insectos es de que la probabilidad de encontrar un insecto en una porción de suelo sea independiente de la presencia o ausencia de insectos en una porción vecina de suelo. Dicha condición es vista con recelo y desconfianza por los biólogos pues podemos decir que los seres vivos tienden en general a asociarse con los mismos de su especie de tal manera que la presencia de un insecto en un volumen dado de suelo aumenta la probabilidad de encontrar a otro vecino. Este principio de asociación de sucesos ha producido las llamadas "distribuciones de contagio" en la teoría estadística.

Las investigaciones entomológicas han mostrado que las distribuciones de insectos no siguen en general la ley de Poisson y que ellas quedan descritas con mayor precisión por alguna de las distribuciones de contagio. Entre estas distribuciones tenemos la binomial negativa, la de Neyman Tipo A, la Poisson doble de Thomas, la de Polya y la de Poisson binomial. Bliss (6) y McGuire et al (7) se refieren a ellas. Se distingue la binomial negativa porque se ha adaptado satisfactoriamente a una gran diversidad de fenómenos biológicos y también porque es más fácil de manejar en los cálculos requeridos.

Todas las distribuciones de contagio citadas arriba derivan de la ley de Poisson la cual puede considerarse como el límite de ellas y en la que el contagio es nulo. Principalmente por esta razón, nos hemos ocupado con cierta extensión de ella. El efecto de contagio, asociación o agrupamiento de sucesos, en las distribuciones se traduce en una mayor

dispersión que la presentada por la ley de Poisson. Hemos visto que en esta ley la varianza, medida de dispersión, es igual a la media m de la distribución y por lo tanto la relación σ^2/m es 1. En las distribuciones de contagio tal relación es siempre mayor que 1. Aquí sólo nos referiremos a la binomial negativa.

LA DISTRIBUCION BINOMIAL NEGATIVA

Anscombe (8) afirma que los conteos de insectos en el campo se ajustan generalmente bien a la distribución binomial negativa. Bliss (6) cita los siguientes casos de correcta adaptación a la binomial negativa:

- 1) Las cantidades de chinche roja en las hojas de los manzanos.
- 2) Las cantidades de barrenador del maíz en las cepas.
- 3) Número de accidentes experimentados por operarios en una fábrica.
- 4) Número de plantas en estudios ecológicos.
- 5) Número de garrapatas en borregos.
- 6) Número de bacterias en el campo microscópico.
- 7) Número de gusanos de alambre.

La distribución binomial negativa debe su nombre a que la probabilidad de tener x sucesos (insectos por ejemplo), $x = 0, 1, 2, \dots, \infty$, se obtienen al desarrollar el binomio.

$(q - p)^{-k}$, en el que $q - p = 1$ y $p = \frac{m}{K}$ $0, K > 0$

La expresión matemática de esta distribución es:

$$P(x) = K^{-k} \frac{(K + x - 1)!}{(K - 1)! x!} \frac{m^x}{(m + K)^{k + x}}, \dots \dots \dots (4)$$

para $x = 0, 1, 2, \dots, \infty$.

Por ejemplo, la probabilidad de tener cero insectos en una unidad de muestreo es:

$$P(0) = \left(\frac{K}{m + K} \right)^k$$

La siguiente forma tiene ventaja para calcular las probabilidades:

$$P(x+1) = \frac{K+x}{x+1} \frac{m}{m+K} P'(x) \dots\dots\dots (5)$$

Si en la expresión anterior hacemos $x = 0$

$$P(1) = \frac{Km}{m+K} P(0)$$

y así tenemos la probabilidad de tener un insecto en una unidad de muestreo. Aplicando sucesivamente la fórmula (5) podemos calcular $P(2)$, $P(3)$, etc.

Observemos que la distribución binomial negativa tiene dos parámetros m y K ; m es la media y por lo tanto es el número medio de insectos existentes en las unidades de muestreo; K es, podemos decir, el parámetro de contagio. Si K es infinito el contagio es cero y la binomial negativa se transforma en la Poisson. Si K es cero y se elimina la frecuencia para $x = 0$ obtenemos la distribución logarítmica de gran importancia en las distribuciones de especies vegetales y animales. Por lo anterior Anscombe (8) atribuye gran importancia biológica a los parámetros m y K ; según él, m depende de factores externos y K caracteriza el poder reproductivo de la especie animal.

En los conteos de poblaciones de insectos de una misma especie en diversos campos o en parcelas experimentales con diferentes tratamientos de control se ha encontrado que los valores de números medios de insectos, cambian de campo a campo, o de parcela a parcela. Sin embargo el parámetro K se mantiene constante. Esta clase de evidencia refuerza la idea de que m depende de factores externos, mientras que K es cualidad de la especie. Pero también dicha evidencia confirma la buena adaptación que presentan las distribuciones de insectos a la ley binomial negativa ya que en su derivación se postulan esas condiciones.

La distribución binomial negativa se puede deducir haciendo las siguien-

tes consideraciones: Sea X la variable aleatoria que represente el número de insectos en un campo, o en una parcela, o también en una unidad de muestreo. X está distribuída conforme a la ley de Poisson con un parámetro m_i , correspondiendo el índice i al campo, o a la parcela, o a la unidad de muestreo. Observemos que estamos asumiendo que el parámetro m_i no es constante sino que también varía de lugar a lugar. Si suponemos que las m_i están distribuídas conforme a la ley Gamma con parámetros K/m y K podemos demostrar que X sigue la distribución binomial negativa; m es el promedio de las m_i .

La media u y la varianza σ^2 para binomial negativa son:

$$u = m \text{ y } \sigma^2 = m + \frac{m^2}{K} \dots\dots\dots (6)$$

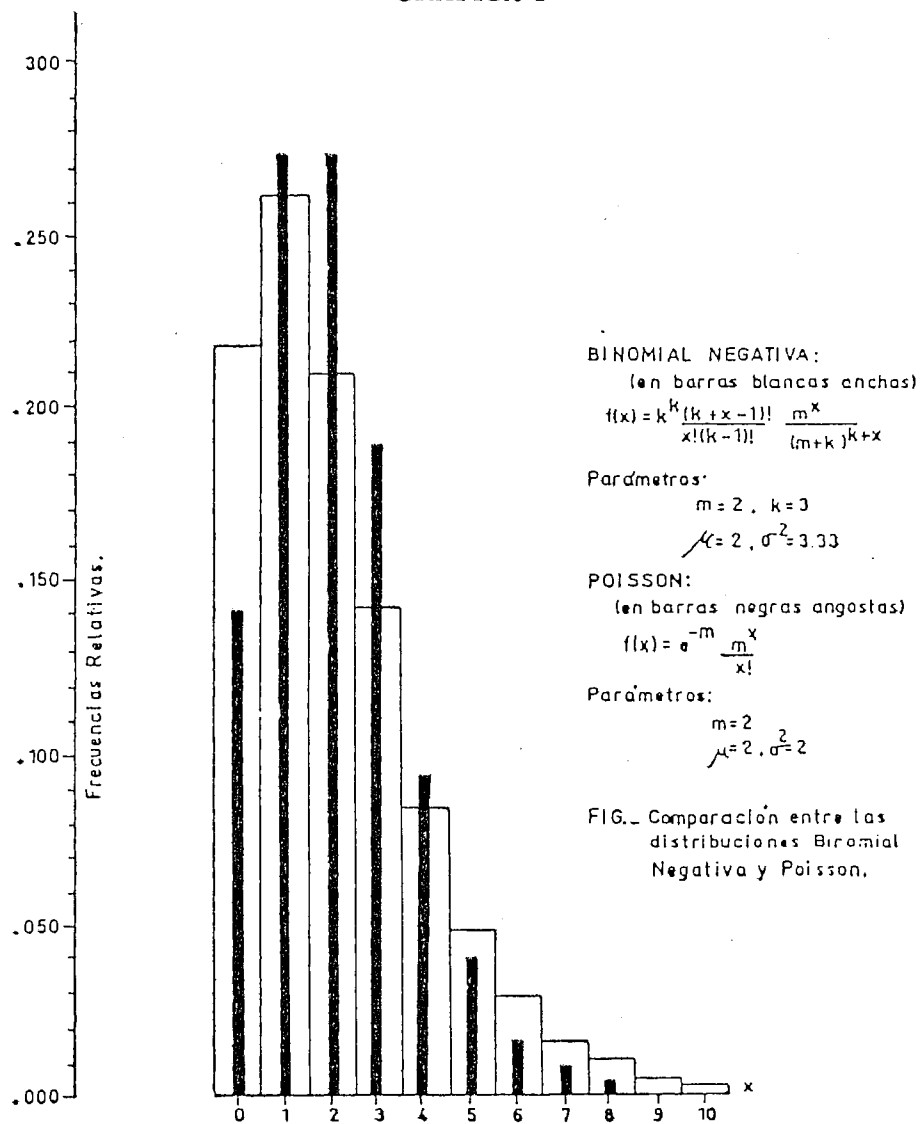
Observemos que para la binomial negativa la varianza σ^2 es mayor que la media m ; se vuelve σ^2 infinita para $K = 0$ e igual a m cuando K es infinita. La varianza de la binomial negativa es mayor que la de Poisson. Con el objeto de hacer más objetiva la diferencia entre las distribuciones Poisson y binomial negativa insertamos la Gráfica 1, en la cual tenemos los dos histogramas, para la Poisson con parámetro $m = 2$, y para la binomial negativa con parámetros $m = 2$ y $K = 3$. Podemos notar que en el caso de la Poisson las frecuencias se agrupan más alrededor de la media $m = 2$ y que para la binomial negativa hay mayor dispersión de las frecuencias.

El parámetro m de la binomial negativa se estima eficientemente con el promedio aritmético $\bar{x}$ de las observaciones. σ^2 se estima por medio de S^2 para la cual ya se señaló arriba la fórmula.

$$S^2 = \frac{(\sum x_i - \bar{x})^2}{n - 1}$$

La estimación del parámetro K puede hacerse por medio de la ecuación (6) en la se sustituyen los valores calculados en la muestra $\bar{x}$ y S^2 por m y σ^2 respectivamente. Así tenemos:

GRAFICA 1



$$\tilde{K} = \frac{\bar{x}^2}{s^2 - m} \dots\dots\dots (7)$$

$\tilde{K}$ es el valor estimado de K .

Existen otros métodos para estimar K más eficientemente. Véase Anscombe (8), Bliss (6) y Fisher (9). Para nuestro propósito podemos considerar que la aplicación de la fórmula (7) satisface generalmente los requisitos de aproximación suficiente.

EL MUESTREO SEGUN LA BINOMIAL NEGATIVA.- Si el número de insectos en las unidades de muestreo de sección con área a y profundidad h sigue la distribución binomial negativa y tomamos n muestras situadas al azar dentro del campo de área A , la estimación de la población de insectos en el campo se hace con la misma fórmula que hemos escrito en el caso de la ley Poisson:

$$I = \frac{A}{a} \bar{x}$$

y también

$$V(I) = \left(\frac{A}{a} \right)^2 V(\bar{x}) = \left(\frac{A}{a} \right)^2 \frac{V(x)}{n} = \left(\frac{A}{a} \right)^2 \frac{o^2}{n}$$

pero ahora $o^2 = m + \frac{m^2}{-K}$.

El error estándar de x es:

$$o_{\bar{x}} = \sqrt{\frac{o^2}{n}} = \sqrt{\frac{m}{n} + \frac{m^2}{nK}}$$

La aproximación a en la estimación de m es:

$$a = \frac{o_{\bar{x}}}{m} = \sqrt{\frac{1}{nm} + \frac{1}{nK}} \quad n = \frac{\frac{1}{m} + \frac{1}{K}}{a^2} \dots\dots\dots (8)$$

fórmula que da el número necesario de unidades de muestreo para lograr la aproximación a deseada. La fórmula requiere de los valores de m y K que son precisamente los que se están buscando. Sin embargo, las expe-

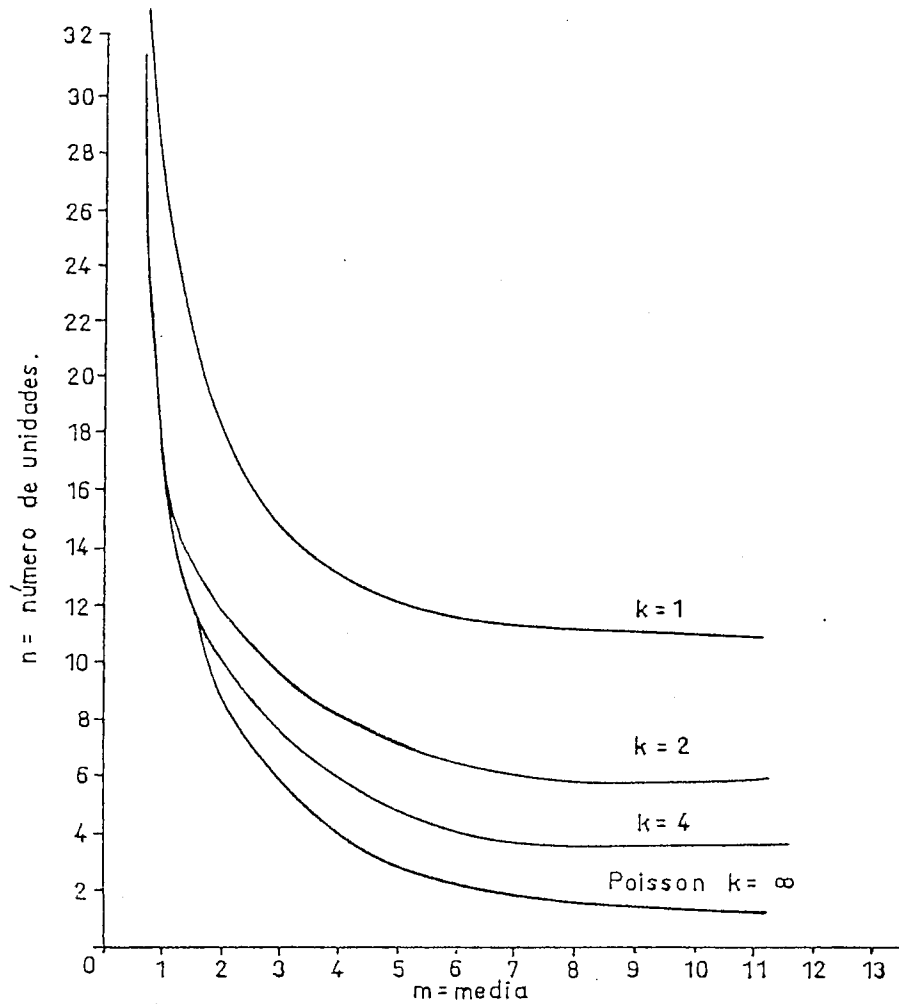
riencias preliminares o las informaciones proporcionadas por otros investigadores permiten conjeturar tales valores con los que se proyectan muestras preliminares. La recabación de datos permite posteriormente hacer los ajustes convenientes a n . La siguiente Tabla 2 presenta los valores de n para magnitudes de m que varían de 0.5 a 10 para K igual a 1, 2, 4, e infinito. Recordamos que cuando K es infinito la binomial negativa se reduce a la Poisson; n se ha calculado para una aproximación de 0.30.

TABLA 2
NUMERO DE UNIDADES DE MUESTREO PARA LOGRAR
UNA APROXIMACION DE 0.30

m	K = 1	K = 2	K= 4	Poisson
0.5	34	28	25	23
1.0	23	17	14	12
1.5	19	13	11	8
2.0	17	12	9	6
2.5	16	10	8	5
3.0	15	10	7	4
3.5	15	9	6	4
4.0	14	9	6	3
4.5	14	8	6	3
5.0	14	8	5	3
6.0	13	8	5	2
7.0	13	8	5	2
8.0	13	7	5	2
9.0	13	7	4	2
10.0	13	7	4	2

Los valores de la Tabla 2 aparecen en la Gráfica 2, la que puede ser útil para tener fácilmente el conocimiento preliminar de n . Los valores de m y K considerados permiten el auxilio en la planeación de muestras para diversas especies de insectos e intensidades de infestación de ellas. Por ejemplo en los muestreos de gusanos de alambre en Inglaterra se encontraron valores de m que variaron de 0.2 a 2.7 en unidades de muestreo de sección circular y de 4 pulgadas de diámetro, Finney (4).

GRAFICA 2



Gráfica que muestra el número necesario n de unidades de muestreo para lograr un coeficiente de variación del 30 %. El número n depende de los parámetros de la distribución binomial negativa: m y k .

En el análisis estadístico de este muestreo inglés, Finney no utilizó la distribución binomial negativa. Los cálculos que hemos hecho enseñan que en dicho muestreo K tuvo un valor aproximado de 3.16. Bliss (6) señala que en un experimento sobre el barrenador del maíz se encontraron promedios de barrenadores por cepa que variaron de 1.5 a 4.0 con una K media de 1.455.

El número n se ha calculado para una aproximación de 0.30, que puede parecer insuficiente, porque se ha tenido en mente que el muestreo así planeado se efectuaría en un campo, posiblemente no mayor de 20 hectáreas y con el objeto de lograr el conocimiento particular de la intensidad de la plaga para ese mismo campo. Si se desea conocer el número n para otra aproximación a multiplíquese el de la tabla por $0.09/a^2$. Por ejemplo, si la a deseada es 0.10 los nuevos n serían los de la tabla multiplicados por 9.

Para la estimación de la población media por hectárea de un insecto en una región, la planeación de la muestra se haría siguiendo los lineamientos señalados por Rojas (10) en el diseño de la muestra para estimar la intensidad de infestación del barrenador de la caña en la zona de abastecimiento del ingenio del Mante.

Hasta ahora hemos indicado que los sitios de muestreo dentro del campo se eligen al azar y éste como requisito para aplicar las teorías estadísticas de distribución. Sin embargo las experiencias de muchos investigadores son en el sentido de que los sitios pueden escogerse sin la exigencia del azar, y de que pueden ubicarse según un orden conveniente y cómodo para la colección de las muestras. Finne (4) indica que para el muestreo de gusanos de alambre en Inglaterra se emplearon 20 unidades de muestreo en campos de áreas entre 4 y 9 hectáreas. Para áreas mayores el número de unidades se aumentó proporcionalmente a la raíz cuadrada de las áreas. Las unidades de muestreo fueron cilindros de 4 pulgadas de diámetro y 6 pulgadas de profundidad. En un principio los sitios de muestreo se tomaron al azar, más tarde se encontraron que igual eficiencia estadística y mayor conveniencia práctica se lograba locali-

zando los sitios de muestreo en dos líneas paralelas a dos lados del campo y distantes entre sí como ellas de las orillas.

En cuanto al tamaño de la unidad de muestreo, diremos que la profundidad depende de los hábitos del insecto en estudio. Por lo que toca el área de la sección consideraremos dos muestreos, en el primero empleamos n_1 unidades de área a_1 y en el segundo n_2 unidades de área a_2 . Si el costo del muestreo es proporcional al volumen total de suelo extraído y deseamos que las dos muestras tengan el mismo costo deberemos tener $n_1 a_1 = n_2 a_2$. Si $c = a_2/a_1$, las medias m_1 y m_2 cumplirán la relación $m_2 = cm_1$. Si el valor de c no es grande esperamos que el parámetro K sea el mismo en las distribuciones de los dos muestreos. Sean I_1 e I_2 las estimaciones de la población de insectos con el primero y segundo muestreos, respectivamente, y sus varianzas serán $V(I_1)$ y $V(I_2)$. Se puede demostrar fácilmente que:

$$\frac{V(I_1)}{V(I_2)} = \frac{1 + \frac{m_1}{K}}{1 + c \frac{m_1}{K}}$$

Ahora bien, si c es mayor que uno, es decir a_2 mayor que a_1 tendremos que $V(I_1)$ es menor que $V(I_2)$ y por lo tanto el primer muestreo con área menor a_1 proporcionará estimaciones más precisas. Sin embargo, el área de la unidad de muestreo no puede reducirse más allá de un límite práctico, pero la recomendación es emplear la unidad de muestreo de área seccional más pequeña posible. Este resultado es diferente al tenido con la ley de Poisson.

RESUMEN

Se ha hecho una descripción de la teoría estadística involucrada en el muestreo de insectos. Las distribuciones Poisson y binomial negativa se discuten y sus trascendencias en la planeación de las muestras. Las condiciones que estructuran a la ley de Poisson hacen que ésta no se ajuste generalmente a las distribuciones reales de insectos, aún cuando se adaptan con mayor frecuencia cuando las poblaciones de insectos son

bajas. La particularidad de los seres vivos a asociarse, de los insectos a presentarse en el campo en lunares, hace que su presencia se explique con mayor precisión por medio de las distribuciones de contagio de las cuales la más importante es posiblemente la binomial negativa.

Se recomienda se diseñe el muestreo de los insectos del suelo de acuerdo con las características de la distribución binomial negativa. El número necesario n de unidades de muestreo para lograr la estimación de la población de insectos se puede obtener con la fórmula (8). En la Tabla 2 y Gráfica 2 se dan los valores de n para una aproximación de 0.30. Se recomienda que el área seccional de la unidad de muestreo sea tan pequeña como sea práctico. Las unidades de muestreo pueden situarse conforme a un arreglo sistemático.

COMO RECOLECTAR, MANEJAR Y PRESERVAR

MUESTRAS INSECTILES PARA DIAGNOSIS

Juan Francisco Marengo*

INTRODUCCION

¿Cuál es la importancia de tomar muestras de insectos? ¿Por qué los entomólogos o investigadores se molestan en recoger insectos? Podríamos citar un sinnúmero de razones, pero vamos a enfatizar en las más afines a nuestros intereses:

- Poder presentar pruebas fehacientes a otros colegas de qué o quién son los insectos que están causando problemas en su cultivo.
- Poder ayudarse con especialistas para la identificación del insecto en cuestión y así recopilar información tal como:
 - a) Hábito
 - b) Importancia real
 - c) Factores que lo restringen o lo ayudan
 - d) Control
 - e) Otros

* Instructor de Entomología y Curador de Colección Entomológica, Departamento de Protección Vegetal, Escuela Agrícola Panamericana.

- Tener un registro agroecológico por cultivo parte afectada del cultivo cronológico y por etapa fenológica.
- Tener información sobre las especies presentes en el agroecosistema tomando en cuenta plagas claves y potenciales, predadores, parásitos y asociados.

OBJETIVO

Presentar las características de métodos básicos para la recolección, manejo y preservación de insectos.

METODOLOGIA

¿Qué es recolectar para diagnosis? Se podría definir como el proceso de obtener muestras de una población de individuos para determinar su actividad en un agroecosistema o sea, que no es sólo el fenómeno de recolectar por afición, por tanto la recolección de muestras debe de ser acompañada por la mayor cantidad de datos posibles.

Por lo expuesto en el párrafo anterior, cuando se realiza una recolección debemos recopilar la siguiente información:

- Datos sobre la actividad del insecto, esto significa que, debemos determinar en el campo, con que y como está relacionado el insecto en su ambiente.
- Datos de las condiciones del agroecosistema (presión de pesticidas al cual el cultivo ha estado sometido, tipo de labranza de cultivo y condiciones de estrés.

Debemos de tomar algunas consideraciones al recolectar muestras en el campo

-Debido a que existe una gran variabilidad entre especies, un buen número de muestras podría ser de cien especímenes o más por especie.

-Debemos recolectar sustrato ya sea para alimentar al espécimen o para saber cuál es el sustrato en que se encontraba.

-Otros datos importantes de obtener son: hospedero, insecto, sitio de recolección y fecha.

COMO RECOLECTAR

Existen diferentes métodos de recolección de muestras, vamos a dar las características de algunos de estos métodos:

Recolección manual: Este método es uno de los más sencillos y es quizás de los mejores, debido a que se pueden obtener por medio de él un gran número de características agroecológicas del insecto.

Recolección con red: la ventaja de este método es el gran volumen de insectos atrapados en un corto tiempo, sin embargo se pierden muchas características de comportamiento y de relación. Este método es propio para indagaciones preliminares sobre poblaciones.

Recolección con succionador: Básicamente tiene el mismo principio que la recolección manual con la diferencia que usamos un aparato específico y que es utilizado principalmente para insectos muy pequeños.

Recolección con manta de aporreo: Este método tiene las mismas características del método de recolección con red. Sin embargo, se ocupa sólo en circunstancias especiales.

Recolección con tamices: Este método es apropiado para muestreos de suelo.

Recolección con cebo: Es muy específico y no muy utilizado para fines agrícolas.

Recolección con trampas: (luz negra) es de muy amplio espectro pero no da características de comportamiento. Es muy útil para censos de un agroecosistema.

Recolección con feromonas: Muy específico sin embargo, necesita de tecnologías sofisticadas.

PASOS PARA UNA RECOLECCION PRELIMINAR

Cuando usted no conoce el cultivo y los insectos relacionados a el los pasos a seguir serán:

1. Hacer recolecciones generalizadas en forma sistemática en relación a tiempo ayudados por el método más indicado y enviar estas muestras a un laboratorio especializado.
2. Hacer muestreos de suelo
3. Realizar muestreos destructivos en el cultivo para indagar presencia de barrenadores.
4. La observación de la actividad de los insectos es muy importante en esta fase. Deben de hacerse observaciones nocturnas debido a que muchos insectos incrementan su actividad o esta se hace más evidente en horas de la noche, por supuesto las observaciones diurnas son muy valiosas.
5. Es de mucho valor informar al laboratorio o centro de diagnóstico las condiciones del cultivo (con malezas, limpio, tipo de labranza, condiciones climáticas, proximidad a otros cultivos o áreas silvestres etc.

Una vez teniendo la contestación del laboratorio y habiendo ubicado en su nicho los especímenes enviados, proseguir la evaluación de incidencia de insectos fitófagos, de depredadores o parásitos ¿Cómo hacer esto?:

- Para parásitos se recolectan muestras del posible hospedero y se crían en laboratorio esperando su emergencia. La metodología para crianza se discutirá más adelante.

- Para fitófagos se puede seguir cualquiera de estas metodologías:

- Manta de aporreo de dimensiones establecidas

- Muestreo absoluto por inclusión

- La observación y captura manual aquí es invaluable esta debe dirigirse según sea el caso. Para ejemplificar:

- remoción manual directa y superficial para insectos que se encuentren expuestos (cuidado con larvas que tengan pelos ramificados).

- muestreo destructivo para especímenes que se sospechen dentro de la planta.

- remoción de órganos o estructuras que estén asociados con el insecto (hoja-minador de hoja, inflorescencia-mosquita roja de la panoja de sorgo.

- muestreo de suelo en el área de sistemas radicular para insectos que se encuentren atacando raíz.

- Se deben realizar observaciones minuciosas de:

- Malezas en:

contorno

dentro del cultivo

cultivos aledaños: si es que éste fuese de familias diferentes.

- Areas de cultivo abandonadas:

COMO MANEJAR LAS MUESTRAS UNA VEZ RECOLECTADAS

- Una vez retirada la muestra del sustrato deberán colocarse individualmente en recipientes cerrados.
- El espécimen al ser removido de su sustrato sufrirá estrés, por tanto debe realizarse esta operación con sumo cuidado.
- Si la muestra se tiene que dejar en el campo procure un lugar sombreado y fresco.
- Recuerde proporcionar humedad al espécimen haciendo esta operación de la siguiente forma: colocar un pedazo de papel absorbente humedecido con agua en el fondo del recipiente.
- Procure dar al insecto suficiente sustrato para su alimentación.
- No olvide cerrar el contenedor cuando se transporte y mantenerlo en un lugar fresco hasta su entrega.
- Es importante identificar las muestras y colocar la mayor cantidad de datos.

CRIA DE INSECTOS

Insectos fitófagos

Masticadores (larvas)

Bastará con colocar en forma individual el espécimen en frasco cerrado, para evitar su fuga, pero permitiendo la entrada de aire. Se proporcionará humedad por medio de papel absorbente humedecido, procurando que las larvas cuenten con alimentos fresco. Deben hacerse revisiones diarias o cada 2 días para verificar humedad y presencia de hongos o bacterias. Una vez empupado el insecto se retirará el alimento y sólo se mantendrá humedad.

Ha de anotarse fecha de recolección, fecha de algún cambio importante (muda, pre-empupado, empupado y emergencia de adulto), número de larvas originales, larvas muertas según el factor de mortalidad y total de adultos emergidos.

Succionadores (inmaduros)

El procedimiento puede ser similar procurando hacer el cambio de alimento con más frecuencia.

Existe la posibilidad de usar maceteras con plantas cubiertas con malla o bolsas plásticas transparente, teniendo el cuidado de dejar orificios para respiración.

Insectos benéficos

Parásitos

Se recolectan grandes números del insecto hospedero y se crían según la metodología para fitófagos ya sea masticadores, o succionadores, en espera que al cumplir el ciclo de desarrollo del parásito emerge de su hospedero; una vez emergido sólo se proporcionará humedad.

Es importante anotar para este proceso el número de larvas originalmente recolectadas, el número de larvas que se escaparon o murieron por razones diferentes a parasitismo (desección, exceso de humedad), el número de pupas muertas y por supuesto el número de larvas de las cuales emergieron parásitos. En este último caso se debe desglosar por tipo de parásito.

Depredadores

El proceso de cría es solamente ofrecer suficiente insectos hospederos para que el depredador pueda alimentarse. Pudiendo utilizarse método de cría para insectos fitófagos.

Es importante conocer el número de hospederos ofrecidos inicialmente para determinar porcentaje de depredación. Es necesario hacer revisiones diariamente. Recuerde que la mayor actividad de depredadores es nocturna, por tanto procure que existan períodos de oscuridad.

COMO MATAR Y PRESERVAR INSECTOS

La metodología para matar insectos adultos es por medio de gases tóxicos usando vasos letales. Como agente para matar tenemos varios compuestos, los mejores talvez sean el acetato de etilo y el cianuro de potasio. El acetato de etilo es menos peligroso que el cianuro, pero no mata con la misma rapidez y los vasos tienen que recargarse con frecuencia. Por otra parte los insectos muertos por el acetato de etilo se encuentran más relajados y no se decoloran mucho. Los vasos con cianuro duran más tiempo sin necesidad de recargar y son seguros si se usan con precaución. Otro material que puede usarse es el tetracloruro de carbono que es más fácil de obtener pero es más peligroso y tiene la desventaja de que el vaso tiene que recargarse con frecuencia.

La metodología para matar y preservar insectos inmaduros es básicamente colocar la larva dentro de un recipiente de agua hirviendo. Inmediatamente quite el agua del fuego cuando las larvas son pequeñas. Se deja que el agua se enfríe antes de transferir las larvas al alcohol etílico (70 - 75%). Las larvas más grandes se deben hervir hasta por unos 2 minutos antes de quitarse del fuego y luego dejar que el agua se enfríe a temperatura ambiente para ser transferidos luego a alcohol.

Otro método de preservación es el uso de una solución para matar y tilar llamada KAAS sus ingredientes son:

- Kerosene - 1 parte
- Alcohol etílico 95% - de 7 a 10 partes
- Acido acético glacial - 2 partes
- Surfactante - 1 parte

Las larvas se dejan caer en un frasco de boca grande que contiene la mezcla y se mantienen durante 5 a 30 minutos. Las larvas pequeñas de cuerpo blando pueden reventarse si se les deja por más de 5 minutos. Las larvas más grandes necesitan un máximo de tiempo para asegurarse de que están bien extendidas y filias.

Una vez listas, las larvas se sacan usando pinzas y se colocan momentáneamente sobre una toalla de papel para absorber el KAAS adherido antes de poner la larva en alcohol.

PRESERVACION Y CONSERVACION DE COLECCIONES BAJO

CONDICIONES TROPICALES

Se debe de cuidar mucho una colección entomológica de lo contrario hongos e insectos como los derméstidos y psócidos la destruirán. Hay que secar los insectos bien usando un horno antes de incorporarlos a la colección; esto es especialmente importante en el caso de los insectos grandes. Siempre mantenga la colección en un lugar seco. Ponga la colección encima o cerca de un bombillo o foco incandescente y la humedad relativa dentro de la caja bajará. Use una caja hermética y siempre mantenga naftalina o PCB en la caja.

PRESERVACION DE LARVAS DE INSECTOS

Edgar Alvarado

Previo a la preservación de los insectos debe seguirse un procedimiento adecuado para matarlos.

MUERTE CON SOLUCIONES QUIMICAS

Existen varias sustancias que pueden servir para matar insectos y otros artrópodos, tal como el alcohol etílico simple. Sin embargo, para larvas, los mejores preparados son los siguientes:

1. Mezcla KAAD

K = kerosene	10 cc
A = alcohol etílico 95%*	100 cc
A = ácido acético glacial	20 cc
D = dioxano	10 cc

* alcohol isopropílico también, o mejor.

Usando esta solución, la cantidad de kerosene se puede reducir si las larvas son muy suaves, como es el caso de las larvas de moscas. Esta mezcla es buena para la mayoría de las larvas de Lepidóptera, Coleóptera, Himenóptera, Díptera y Siphonáptera.

2. Mezcla XA

X = xileno	50 cc
A = alcohol etílico 95%	50 cc

Con esta solución se obtienen buenos resultados con larvas de cuerpos duros. Se recomienda agitarla antes de usarla.

Con cualquiera de las dos soluciones el tiempo para que las larvas mueran y queden en buena forma es de media a cuatro horas, período suficiente para que queden completamente túrgidas. El frasco donde se pondrán las larvas debe ser de boca ancha y suficientemente largo como para que las larvas descansen apropiadamente sobre la superficie del recipiente y no queden dobladas o malformadas. Después de este procedimiento los especímenes deberán trasladarse a los frascos donde quedarán preservados para la colección.

MUERTE POR CALOR

Las larvas también pueden llevarse vivas al laboratorio y allí matarlas con agua hirviendo. Se pueden hervir de uno a cinco minutos o, al caer al agua hirviendo, se retira inmediatamente el recipiente de la fuente de calor y se espera a que se enfríe el agua (el tiempo de permanencia en el calor es únicamente para permitir que las larvas se distiendan bien); luego se trasladan a la solución preservadora.

SOLUCIONES PRESERVADORAS

Las larvas de insectos, algunos adultos cuyos cuerpos son muy blandos o muy pequeños y otros artrópodos, se preservan mejor en líquidos. El fluido más comúnmente utilizado es el alcohol etílico al 75-95%, pero existen otras soluciones que tienen como base el alcohol y que también se usan:

1. Solución alcohólica de Bovin

Alcohol etílico 80%	150 cc
Formaldehído	60 cc
Acido acético glacial	15 cc
Acido pícrico	1 g

2. Solución de Hood

Alcohol etílico 80%	95 cc
Glicerina	5 cc

3. Solución de Kahle

Alcohol etílico 95%	30 cc
Acido acético glacial	4 cc
Agua	60 cc
Formaldehído	12 cc

La concentración del alcohol debe ser superior al 80% para evitar que se rompa el exoesqueleto.

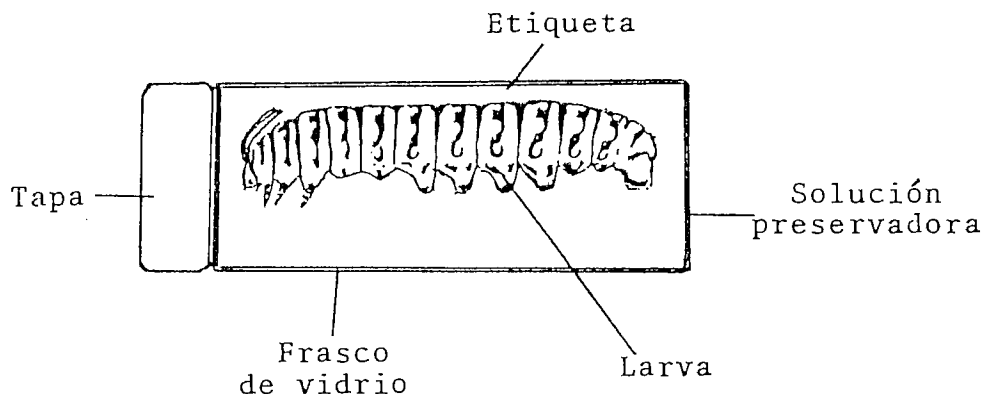
En el presente curso usaremos la Solución de Hood.

Todas las soluciones preservadoras de larvas se vierten hasta la mitad de los frascos, luego se introduce la larva y después la etiqueta de identificación (que debe tener el ancho de la boca y el mismo largo del frasco, de tal forma que no se mueva al poner el frasco en cualquier posición); posteriormente se llena el frasco con la solución preservadora procurando que no queden burbujas.

La etiqueta debe estar escrita a lápiz (No. 2) o con tinta que no se borre en agua. La información mínima necesaria debe ser: el municipio, departamento, país, fecha de recolección, especie vegetal hospedera u otro, y nombre del colector.

Ejemplo:

Danlí, El Paraíso. Honduras
13-V-1987
Tomate
J. Zúñiga



Una vez en la colección, los frascos deben revisarse más o menos cada seis meses y, en los casos necesarios, agregar la solución de alcohol que se haya evaporado hasta volver a llenar los frascos.

BIBLIOGRAFIA

- BORROR, D.J., D.M. DE LONG, and C.A. TRIPLEHORN. 1981. An Introduction to the Study of Insects. Fifth Edition. Philadelphia, Pa. Saunders College Publishing 928 p.
- DE LA TORRE-BUENO, J.R. 1978. A Glossary of Entomology. New York Entomological Society. 323 p.
- MEGLITSCH, P.A. 1967. Invertebrate Zoology. New York. Oxford University Press. 961 p.
- PETERSON, A. 1959. Larvae of Insects, an Introduction to Nearctic Species. Parts I and II. Edwards Brothers, Inc. Ann Arbor, Michigan.
- U.S. DEPARTMENT OF HEALTH, EDUCATION, AND WELFARE. PUBLIC HEALTH SERVICE. 1967. Pictorial Keys to Arthropods, Reptiles, Birds and Mammals of Public Health Significance. Atlanta, Georgia. 192. p.

IDENTIFICACION, RECOLECCION Y MUESTREO DE MALEZAS

Ing. Kimberly Taylor*

I. IDENTIFICACION DE MALEZAS

A. Importancia de conocer las especies existentes

1. Es importante saber cuáles son las especies que pretendemos controlar para así poder buscar los nombres científicos en las etiquetas de los herbicidas.
2. Es también fundamental conocer algo sobre la ecología de las malezas para poder tomar decisiones racionales sobre su control (Ej: ciclo de vida, alelopatía, capacidad de competencia, agresividad etc.).
3. Hay más ventaja en conocer las especies en estado de plántulas para que sean más fácil controlarlas ya que son más susceptibles y así evitamos interferencias al cultivo desde etapas tempranas. Existe muy poco conocimiento en esta área. Generalmente las malezas, son clasificadas en estados maduros cuando ya han desarrollado sus estructuras reproductivas.
4. Generalmente se usan datos de infestación de malezas de años anteriores para decidir qué tipo de control y/o herbicida emplear.

B. Pasos para identificar plántulas de gramíneas y ciperáceas (ver apéndice 1).

1. Características generales
2. Tipo de tallo
3. Tipo de ligula
4. Tipo de lámina
5. Márgenes de la vaina
6. Sistemas radiculares

Preparado para Curso Corto de Malezas MIPH-CATIE

* Instructor en Malezas. Departamento de Protección Vegetal, Escuela Agrícola Panamericana, apartado postal # 93. Tegucigalpa, Honduras.

C. Pasos para identificar plántulas de hoja ancha (ver apéndice 2).

1. La plántula (tamaño, forma, color)
2. Características de la hoja
3. Arquitectura de la planta
4. Sistema radicular
5. Otras características

D. Estructuras morfológicas (ver apéndice 3).

1. De las gramíneas
2. De las especies de hoja ancha

II. RECOLECCION Y HERBORIZACION

A. Recolección

1. Se debe de buscar plantas representativas de las especies para poder separarlos fácilmente; es decir, muestras con raíces, tallos, hojas, flores y frutos.

Se debe de eliminar las partes muertas y la tierra de las especies recolectadas.

2. Colocar las muestras entre papel periódico de manera que muestren todos sus órganos.
3. Se debe de colocar en una prensa para la conservación nítidas de las muestras y amarrarlas firmemente en la prensa.

B. Herborización

1. Cambiar las páginas de papel periódico para lograr un secamiento rápido y evitar el crecimiento de hongos en la muestra.
2. Se puede colocar las prensas al sol o dentro de un secador por 24-48 horas.

C. Conservación de las muestras

1. Colocar la planta herborizada sobre cartulina y forrarlo con papel tapiz transparente u otro material.
2. Tratar la colección con neftalina y paradiclorobenceno para evitar daños de insectos y contaminación con hongos.

3. Almacenar las muestras en armarios herméticos y revisar la colección periódicamente para detectar infestación de insectos y patógenos.

D. Identificación de las muestras

Se debe incluir los siguientes datos:

- | | |
|---------------------|-----------------------------------|
| - país | - familia |
| - herbario | - Lugar de recolección, (cultivo) |
| - nombre común | - altura sobre el nivel del mar |
| - nombre científico | - fecha |
| - recolector | |

III. MUESTREO DE MALEZAS

A. Levantamiento de campo

1. La importancia del levantamiento está en que éste método permite conocer la severidad de la infestación de malezas y la rapidez en que se necesita hacer el control.
2. También permite conocer la flora de malezas (especies existentes) y así poder seleccionar el tipos de herbicidas adecuado para el control (gramíneas, hoja ancha, anuales, perennes, etc.).

B. Métodos de muestreo

1. Metodo de la cuadrícula

Este método consiste en la utilización de un marco de 1 metro cuadrado que se coloca sobre la superficie del suelo, luego se cuenta el número de individuos de cada especie dentro del cuadrado. Esto normalmente se repite un mínimo de 10 veces por hectárea. Se pueden diseñar formularios para ayudar en el registro de los datos. La estimación resultante es número de especies/m². Este método es comúnmente usado en experimentación (Ej: medición de la eficacia de herbicidas).

2. Método de estimación visual

Consiste en recorrer el campo y estimar visualmente la proporción del área total cubierta por una o varias especies, o tipo de maleza (gramínea o hoja ancha), de acuerdo a una escala arbitraria. La estimación es porcentual (%).

Es comúnmente usado en explotaciones agrícola intensivas para decidir el tipo o mezcla de herbicida a emplearse.

3. Método de la cinta

Es éste método se emplea una cinta métrica o una cuerda contando el número de plantas que intercepten la cuerda. Los datos se expresan como número de plantas interceptadas por metro lineal. Este método parece ser poco utilizado.

4. Método por unidad de peso fresco

Este es otro método de muestreo aparentemente poco utilizado. Se trata de cortar la parte aérea de las malezas en un área conocida y pesarlo. La estimación se expresa en una unidad de peso sobre una unidad de área (Ej: kilo/m²). Se podría utilizar en estudios de competencia entre malezas y cultivos en la cual interesa evaluar la capacidad de acumulación de biomasa por especies.

Para cada método de muestreo se puede diseñar hojas de datos con distintos grados de detalle de acuerdo con los fines del muestreo. Por ejemplo se puede obtener información de densidad, tamaño y vigor entre especies y/o de una misma especie. Por otro lado puede ser que solamente sea de interés saber el tipo de flora existente (gramíneas vs. hoja ancha, anuales vs. perennes, etc.) para seleccionar los herbicidas adecuados.

DE GRAMINEAS Y CIPERACEAS

PASO 1

CARACTERÍSTICAS GENERALES

- 1- Longitud y anchura relativa de la primera hoja.
- 2- Características de la semilla



Setaria



Digitaria



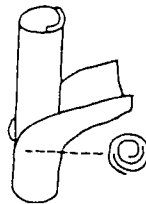
Semilla



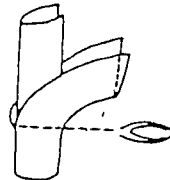
PASO 2

TIPO DE TALLO

- 1- Redondo
- 2- Aplanado
- 3- Triangular



Redondo



Aplanado

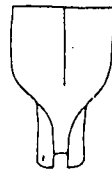


Triangular

PASO 3

TIPO DE LIGULA (unión de limbo o lámina con la vaina)

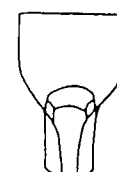
- 1- Ausente
- 2- Piloso
- 3- Membranoso



Ausente



Piloso



Membranoso

PASO 4

TIPO DE LÁMINA

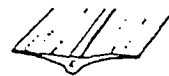
- 1- Pubescente o sin pelo
- 2- Color y prominencia de la vena central
- 3- Característica de márgenes
- 4- Presencia de aurículas



sin pubescencia



pubescente



Vena central prominente y color



Características del margen o borde

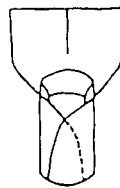


Aurículas

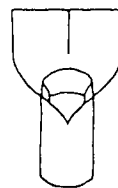
PASO 5

MARGENES DE LA VAINA

- 1- Partido con margen sobrepuesto (traslapado)
- 2- Unido
- 3- Pubescente o sin pubescencia



Partido Traslapado



Unido



Sin pubescencia



Pubescente

PASO 6

SISTEMAS RADICULARES

- 1- Perenne con rizomas
- 2- Anual



Perenne



Anual

DE MALEZAS HOJAS ANCHAS

PASO 1

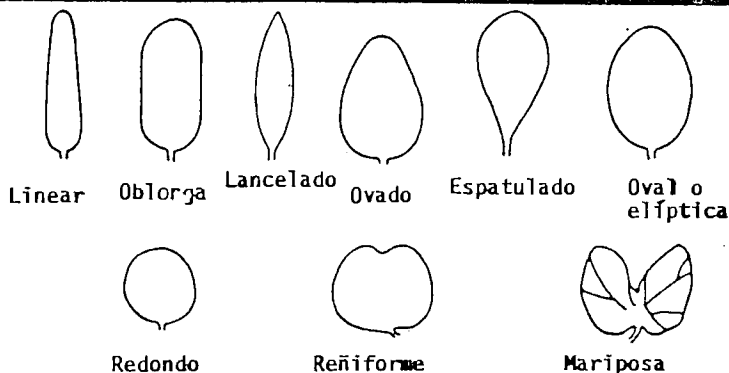
LA PLANTULA

Tamaño, forma, color de la planta

PASO 2

CARACTERÍSTICAS DE LA HOJA

- 1- Forma
- 2- Tipo y prominencia de venación
- 3- Pubescente o sin pubescencia
- 4- Coloración

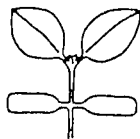


PASO 3

ARQUITECTURA

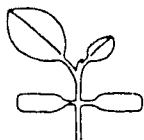
- 1- Arreglo en el tallo (opuestas o alternadas)
- 2- Forma
- 3- Características de los bordes
- 4- Tipo de venación
- 5- Pubescente o no pubescente
- 6- Si ondulado; hojas pinnalobadas o palmalobadas (arregladas en los dos lados de la vena central o salen de un sólo punto)

HOJAS OPUESTAS



Unido al mismo nudo en lados opuestos del tallo. Hojas del mismo nudo son de tamaños iguales.

HOJAS ALTERNAS



Una hoja por nudo. Hoja tierna es más pequeña.



Pinnalobadas



Palmalobadas



Venación palmada



Venación pinnada

PASO 4

SISTEMA RADICULAR



Perenne



Anual

PASO 5

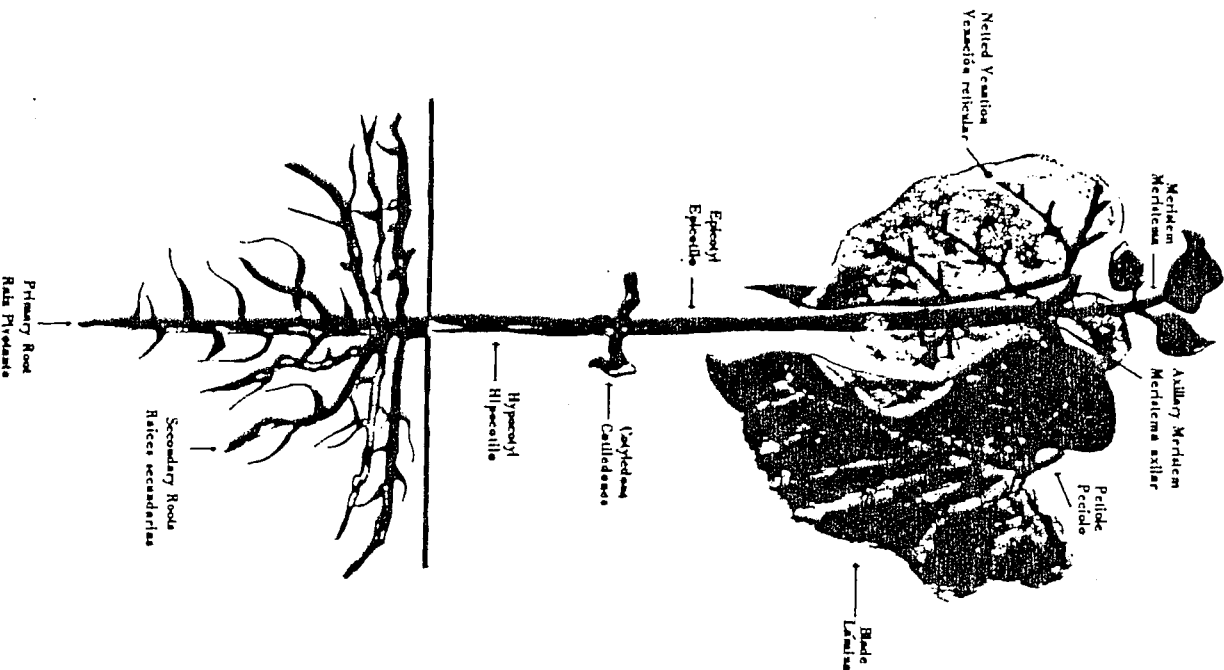
OTRAS CARACTERÍSTICAS

- 1- Presencia de vainas rodeando al tallo

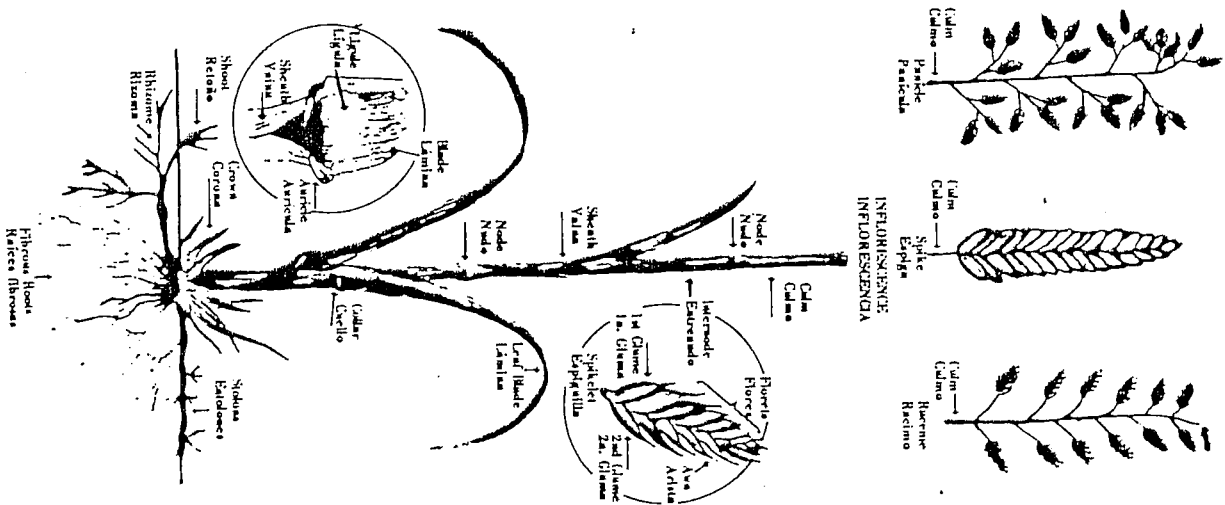


- 2- Pilosidad del tallo
- 3- Color del hipocotilio (tallo entre raíz y hojas cotiledonales)
- 4- Olor producido al triturarlo
- 5- Crecimiento erecto o postrado
- 6- Tipos de inflorescencia

HOJA ANCHA



GRASS PLANT
GRAMINEA



TAXONOMIA DE HONGOS, BACTERIAS, VIRUS Y NEMATODOS FITOPATOGENOS

Jairo Castaño Z., Ph.D- *

INTRODUCCION

La taxonomía tiene un propósito doble: 1) nombrar a los organismos de acuerdo con algún sistema internacionalmente aceptado, de manera que los investigadores puedan intercambiar sus observaciones sobre determinados organismos; y 2) indicar, lo máximo posible, las relaciones mutuas entre si y con otros organismos. A medida que aumentan los conocimientos, las clasificaciones van variando. Ni siquiera los nombres de los diferentes organismos permanecen estables, ya que a medida que conocemos nuevos hechos acerca de los mismos, se hace necesario ir modificando los conceptos sobre sus relaciones, lo cual implica la reclasificación y el cambio de nombre.

CLASIFICACION DE HONGOS FITOPATOGENOS

Según las recomendaciones del comité que elabora las reglas internacionales de nomenclatura botánica, los nombres de las divisiones de hongos deben terminar en - mycota; los de las subdivisiones, en - mycotina; los de las clases, en - mycetes; y los de las subclases, en - mycetidae. Los nombres de los órdenes terminan en - ales, y los de las familias, en - aceae. Los géneros y las especies no tienen terminación propia.

El nombre de un organismo es un binomio, es decir, se compone de dos palabras. La primera es el nombre que designa al género en el cual el organismo ha sido clasificado, y la segunda es a menudo un adjetivo que describe el nombre y denota a la especie. El nombre del género siempre se escribe con mayúscula, y el de la especie con minúscula.

Con frecuencia, los binomios describen a los organismos y se derivan del griego o del latín, ya que estos lenguajes son conocidos universalmente por los científicos. Por ejemplo, Schizosaccharomyces octosporus es el nombre de una levadura que se divide por fisión y que produce ocho esporas. Schizosaccharomyces significa fisión -azúcar - hongo, es decir una levadura que se divide por fisión (griego schizo = yo rompo + saccharon = azúcar + mykes = hongo); octosporus significa octosporado (griego okto = ocho + sporos = semilla, espora).

* Profesor Asociado. Escuela Agrícola Panamericana, Departamento de Protección Vegetal, Apartado Postal 93, Tegucigalpa, Honduras, 1986.

Los binomios deben ir siempre subrayados y cuando van impresos se ponen en bastardilla. El nombre o el nombre abreviado del investigador que describió primero la especie va a continuación del binomio, así: *Rhizoctonia solani* Kuhn. Algunos binomios van seguidos de dos nombres, el primero de los cuales se pone entre paréntesis, así: *Ramularia phaseoli* (Drummond) Deighton. El nombre que está entre paréntesis es el del investigador que descubrió por primera vez a la especie, utilizando un nombre genérico distinto del que se reconoce en la actualidad. El nombre que sigue es el del investigador responsable del binomio correcto. Así, por ejemplo, Humphrey describió *Aplanes treleaseanus* (Humphrey) Coker en 1893, pero lo denominó *Achlya treleaseanus* Humphrey. En 1923, Coker describió al organismo como *Aplanes* y, por lo tanto se cambió el nombre a *Aplanes treleaseanus* (Humphrey) Coker.

Para continuar clasificando nuestro ejemplo original, diremos que la especie *octosporus* es una de varias dentro del género *Schizosaccharomyces*. Este último, junto con otros géneros, pertenece a la familia *Saccharomycetaceae* la cual incluye a la mayoría de las levaduras. Esta familia, junto con otras, pertenece al orden *Endomycetales*. Este orden, junto con otros dos va colocado en la clase *Ascomycetes*. Esta clase es una de las ocho clases que conforman la subdivisión *Eumycotina* (Cuadro 3). *Eumycotina* y *Myxomycotina* son las dos subdivisiones de la división *Mycota*. La subdivisión *Myxomycotina* comprende a la clase *Myxomycetes* u hongos mucilaginosos, la cual no contiene especies fitopatógenas. Sólo la subdivisión *Eumycotina* u hongos verdaderos contienen especies fitopatógenas, las cuales están incluidas principalmente en cinco clases, a saber: clase *Phycomycetes* (Cuadro 1); clase *Zygomycetes* (Cuadro 2); clase *Ascomycetes* (Cuadro 3); clase *Basidiomycetes* (Cuadro 4) y; clase *Deuteromycetes* (Cuadro 5). La figura 1, ilustra la representación esquemática de los ciclos de vida de estos grupos de hongos.

CLASIFICACION DE BACTERIAS FITOPATOGENAS

En los primeros sistemas de clasificación de organismos, las bacterias como integrantes del reino vegetal se clasificaban dentro de la clase *Schizomycetes* y todas las bacterias fitopatógenas estaban incluidas dentro de los órdenes *Pseudomonadales* (familia *Pseudomonadaceae*); *Eubacteriales* (familias *Rhizobiaceae*, *Enterobacteriaceae*, y *Corynebacteriaceae*) y; *Actinomycetales* (familia *Streptomycetaceae*). En la clasificación más reciente, los órdenes *Pseudomonadales*, *Eubacteriales* y, *Actinomycetales*, han sido eliminados y las bacterias patógenas de plantas están incluidas dentro de tres grupos que comprenden cinco familias, las cuales contienen seis géneros cuyas especies son de gran importancia económica (Cuadro 6).

CLASIFICACION DE VIRUS FITOPATOGENOS

El nombramiento de virus fitopatògenos se ha basado por lo general en los síntomas màs conspicuos que causan sobre el primer hospedante en el cual han sido estudiados. Por lo tanto, un virus causando un mosaico sobre tabaco se llama virus del mosaico del tabaco, mientras que a la enfermedad en si se le denomina mosaico del tabaco; otro virus causando síntomas de manchas anilladas sobre tomate se llama virus de la mancha anillada del tomate, y a la enfermedad se le llama mancha anillada del tomate, y así sucesivamente. Sin embargo, considerando la variabilidad de síntomas causados por el mismo virus sobre la misma planta hospedante bajo diversas condiciones ambientales, por diferentes razas de un virus sobre el mismo hospedante, o por el mismo virus sobre diferentes hospedantes, es claro que èste sistema de nomenclatura no es el ideal.

Todos los virus pertenecen al reino VIRA, dentro de èste reino hay dos divisiones, virus ARN y virus ADN, dependiendo si el àcido nucleico del virus es àcido ribonucleico o àcido desoxirribonucleico. Dentro de cada división los virus son hêlicos o cúbicos (polièdricos). En cada subdivisión pueden existir virus que tienen uno o dos filamentos de ARN o ADN, poseen o estàn desprovistos de una membrana alrededor del capsido, contienen o carecen de ciertas substancias, tienen cierta simetría de hêlice en virus hêlicos, o subunidades en los virus cúbicos (polièdricos), tamaño de los virus y, finalmente, cualquier otra propiedad física, química o biològica.

En muchas enfermedades de plantas que se asumen ser causadas por virus, aún no se ha observado virus alguno y es muy posible que tales enfermedades sean causadas por patògenos diferentes a virus, o por virus todavía sin caracterizar. Sin embargo, para aquellas enfermedades de plantas que se ha demostrado ser causadas por virus, se ha propuesto un sistema de nomenclatura y clasificación (Cuadro 7), en el cual, los virus fitopatògenos conforman 26 grupos de acuerdo a los criterios mencionados, de acuerdo al tamaño y a otras características propias de los virus fitopatògenos. Los virus son nombrados despuès de un virus típico en el grupo, y son acompañados por características básicas tales como tamaño y forma de la partícula, tipo de àcido nucleico, clase de filamento, y clase de transmisión.

CLASIFICACION DE NEMATODOS FITOPATOGENOS

Todos los nemàtodos parasíticos de plantas pertenecen al filum de los Nematelminthos, clase Nemàtoda. La mayoría de los gèneros parasíticos importantes pertenecen a la subclase Secernentea, orden Tylenchida (Cuadro 8). Sòlo cuatro gèneros importantes pertenecen a la subclase Adenophorea, orden Dorylaimida.

Con respecto a su habitat, los nemàtodos fitopatògenos pueden ser ectoparàsitos, es decir, especies que normalmente no penetran a los tejidos de las raíces pero se alimentan solamente sobre las cèlulas que se encuentran cerca a la superficie de las raíces, o pueden ser endoparàsitos, es decir, especies que penetran a los tejidos del hospedante y se alimentan dentro de los mismos. Los nemàtodos de ambos grupos pueden ser migratorios, es decir, viven libremente en el suelo y se alimentan sobre las plantas sin adherirse permanentemente, o pueden ser sedentarios, es decir, especies que una vez que estàn dentro de una raíz, no se mueven de allí.

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de los hongos fitopatógenos más importantes pertenecientes a la clase Phycomycetes

Divisiòn: Mycota
Subdivisiòn: Eumycotina
Clase: Phycomycetes
Subclase: Chytridiomycetidae
Orden: Chytridiales
Familia: Olpidiaceae
Gènero: Olpidium
Familia: Synchytriaceae
Gènero: Synchytrium
Familia: Physodermataceae
Gènero: Physoderma
Subclase: Plasmodiophoromycetidae
Orden: Plasmodiophorales
Familia: Plasmodiophoraceae
Gènero: Plasmodiophora
Spongospora
Subclase: Oomycetidae
Orden: Saprolegniales
Familia: Saprolegniaceae
Gènero: Aphanomyces
Orden: Peronosporales
Familia: Pythiaceae
Gènero: Pythium
Phytophthora
Familia: Albuginaceae
Gènero: Albugo
Familia: Peronosporaceae
Gènero: Peronospora
Plasmopara
Sclerospora
Bremia

Cuadro 2. Clasificación taxonómica de los hongos fitopatógenos más importantes pertenecientes a la clase Zygomycetes

División: Mycota

Subdivisión: Eumycotina

Clase: Zygomycetes

Orden: Mucorales

Familia: Mucoraceae

Género: Mucor

Rhizopus

Familia: Choanephoraceae

Género: Choanephora

Cuadro 3. Clasificación taxonómica de los hongos fitopatógenos más importantes pertenecientes a la clase Ascomycetes

Divisiòn: Mycota
Subdivisiòn: Eumycotina
Clase: Ascomycetes
Subclase: Hemiascomycetidae
Orden: Eudomycetales
Familia: Spermophthoraceae
Gènero: Spermophthora
Familia: Saccharomycetaceae
Gènero: Schizosaccharomyces
Orden: Taphrinales
Familia: Taphrinaceae
Gènero: Taphrina
Subclase: Euascomycetidae
Serie: Plectomycetes
Orden: Plectoascales (Eurotiales)
Familia: Eurotiaceae
Gènero: Aspergillus
Penicillium
Orden: Microascales
Familia: Ophiostomataceae
Gènero: Ceratocystis
Serie: Pyrenomycetes
Orden: Erysiphales
Familia: Erysiphaceae
Gènero: Erysiphe
Uncinula
Sphaerotheca
Podosphaera
Microsphaera
Phyllactinia
Leveillula
Orden: Meliolales
Familia: Meliolaceae
Gènero: Meliola
Orden: Chaetomiales
Familia: Chetomiaceae
Gènero: Chaetomium
Orden: Clavicipitales
Familia: Clavicipetaceae
Gènero: Claviceps
Orden: Sphaeriales
Familia: Sordariaceae
Gènero: Sordaria
Rosellinia
Neurospora
Familia: Phyllachoraceae
Gènero: Phyllachora

Orden: Hypocreales
 Familia: Hypomycetaceae
 Gènero: Hypomyces
 Familia: Nectriaceae
 Gènero: Nectria
 Calonectria
 Giberella
Orden: Diaporthales
 Familia: Diaporthaceae
 Gènero: Diaporthe
 Glomerella
 Endothia
Serie: Discomycetes
Orden: Helotiales
 Familia: Sclerotiniaceae
 Gènero: Monilinia
 Sclerotinia
 Botryotinia
 Familia: Phacidiaceae
 Gènero: Diplocarpon
 Rhytisma
 Pseudopeziza
Orden: Pezizales
 Familia: Sarcoscyphaceae
 Gènero: Urnula
 Familia: Pezizaceae
 Gènero: Peziza
Subclase: Loculoascomycetidae
Orden: Myriangiales
 Familia: Elsinoaceae
 Gènero: Elsinoe
Orden: Dothideales
 Familia: Dothideaceae
 Gènero: Mycosphaerella
 Guignardia
 Familia: Dothioraceae
 Gènero: Botryosphaeria
 Familia: Capnodiaceae
 Gènero: Capnodium
Orden: Pleosporales
 Familia: Venturiaceae
 Gènero: Venturia
 Familia: Pleosporaceae
 Gènero: Physalospora
 Leptosphaeria
 Ophiobolus
 Cochliobolus
 Pleospora
 Pyrenophora

Cuadro 4. Clasificación taxonómica de los hongos fitopatógenos más importantes pertenecientes a la clase Basidiomycetes

División: Mycota
Subdivisión: Eumycotina
Clase: Basidiomycetes
Subclase: Heterobasidiomycetidae
Orden: Tremellales
 Familia: Tremellaceae
 Género: Tremella
 Familia: Auriculariaceae
 Género: Helicobasidium
 Familia: Septobasidiaceae
 Género: Septobasidium
Orden: Uredinales
 Familia: Pucciniaceae
 Género: Puccinia
 Uromyces
 Gymnosporangium
 Familia: Melampsoraceae
 Género: Cronartium
 Melampsora
 Physopella
Orden: Ustilaginales
 Familia: Ustilaginaceae
 Género: Ustilago
 Familia: Tilletiaceae
 Género: Tilletia
 Entyloma
 Sphacelotheca
Orden: Exobasidiales
 Familia: Exobasidiaceae
 Género: Exobasidium
Orden: Polyporales
 Familia: Thelephoraceae
 Género: Corticium
 Pellicularia
 Familia: Polyporaceae
 Género: Polyporus
 Fomes
 Ganoderma
Orden: Agaricales
 Familia: Boletaceae
 Género: Boletus
 Familia: Agaricaceae
 Género: Armillaria
 Clitocybe
 Amanita
 Marasmius
 Mycena
 Psilocybe
 Agaricus
 Coprinus

Cuadro 5. Clasificación taxonómica de los hongos fitopatógenos más importantes pertenecientes a la clase Deuteromycetes

División: Mycota

Subdivisión: Eumycotina

Clase: Deuteromycetes u Hongos Imperfectos

Orden: Sphaeropsidales (Phomales)

Familia: Sphaeropsidaceae

Género: Phoma

Phomopsis

Phyllosticta

Macrophoma

Ascochyta

Diplodia

Septoria

Sphaeropsis

Orden: Melanconiales

Familia: Melanconiaceae

Género: Colletotrichum

Gloeosporium

Sphaceloma

Pestalotia

Orden: Moniliales

Familia: Moniliaceae

Género: Monilia

Oidium

Botrytis

Phymatotrichum

Verticillium

Aspergillus

Penicillium

Trichoderma

Rhynchosporium

Pyricularia

Ramularia

Fusarium

Familia: Dematiaceae

Género: Nigrospora

Periconia

Thielaviopsis

Cladosporium

Helminthosporium

Curvularia

Cercospora

Alternaria

Fumago

Stemphyllium

Familia: Stilbaceae
Gènero: Graphium
Familia: Tuberculariaceae
Gènero: Tubercularia
Sphacelia
Epicoccum

Micelia Sterilia

Gènero: Rhizoctonia
Sclerotium

Cuadro 6. Clasificación taxonómica de las bacterias fitopatógenas

Grupo	Familia	Genero	Reacción de Gram	Especies Patogénicas	
				Ciertas	Posibles
I. Varillas y cocos aeróbicos, gram negativas	1. Pseudomonaceae	Pseudomonas	-	7	80
	2. Rhizobiaceae	Xanthomonas Agrobacterium Rhizobium	- - -	5 4 0	75 6 0
	1. Enterobacteriaceae	Erwinia	-	12	16
II. Varillas facultativamente anaeróbicas, gram negativas					
III. Actinomicetes y organismos relacionados	1. Grupo de bacterias Coryneforme	Corynebacterium	+	12	15
	2. Streptomycetaceae	Streptomyces	+	1	2

Cuadro 7. Grupos de virus fitopatógenos reconocidos por el Comité Internacional de Taxonomía de Virus (ICTV).

Grupo	Miembro Tipo	No. de miembros		Tipo de	Transmisión
		Aprobados	Posibles	Forma Ácido	
Tobravirus	Virus del cascabeleo del tabaco	2	1	E	Señilla y nemátodos
Tobamovirus	Virus del mosaico del tabaco	10	6	E	Algunos por señilla
Hordeivirus	Virus del mosaico rayado de la cebada	3		E	Señilla
Potexvirus	Virus X de la papa	18	19	E	Vectores desconocidos
Carlavirus	Virus latente del clavel	23	12	E	Afidos
Potyvirus	Virus Y de la papa	48	67	E	Afidos, ácaros, hongos, mosca blanca
Closterovirus	Virus del amarillamiento de la remolacha	11	4	E	Afidos
YMovirus	Virus del mosaico amarillo del nabo	1	1	I	Saltahojas
Tombusvirus	Virus del enanismo arbutivo del tomate	17	1	I	Escarabajos
Subecovirus	Virus del mosaico sureño del frijol	7	2	I	Vectores desconocidos
Virus de la necrosis del tabaco	Virus de la necrosis del tabaco	2	4	I	Señilla, escarabajos
Luteovirus	Virus del enanismo amarillo de la cebada	1	1	I	Oplidium sp.
Cecovirus	Virus del mosaico del caupi	15	19	I	Afidos
Peovirus	Virus de la mancha anillada del tabaco	12	1	I	Señilla, escarabajos
Virus del mosaico de enación de la arveja	Virus de la mancha anillada del tabaco	22	5	I	Señilla, nemátodos
Dianthovirus	Virus de la mancha anillada del clavel	1		I	Afidos
Cucumovirus	Virus del mosaico del pepino	3	1	I	Vectores desconocidos
Bromovirus	Virus del mosaico del bromo	3	1	I	Señilla áfidos
Ilarvirus	Virus estriado del tabaco	11		I	Algunos por escarabajos
Virus del mosaico de la alfalfa		1		I	Señilla, polen
Rhabdovirus de plantas				B	Señilla, áfidos
Familia Rhabdoviridae	Virus del amarillamiento necrótico de la lechuga	37	67	B	Afidos, saltahojas
Virus del marchitamiento manchado del tomate		1		I	Trips
Reovirus de plantas					
Familia Rheoviridae					
Género Phytoreovirus	Virus del tumor de la herida	2	1	I	Saltahojas
Género Fijivirus	Virus de la enfermedad de Fiji	8	1	I	Saltahojas
Geminivirus	Virus del estriado del maíz	5	9	I	Mosca blanca
Caulimovirus	Virus del mosaico de la coliflor	6	4	I	Afidos

a. E = elongado, I = Isométrico; B = Baciliforme

b. ARN = ácido ribonucleico; ADN = ácido desoxirribonucleico; s = filamento simple; d = filamento doble

Cuadro 8. Clasificación taxonómica de los principales nemátodos fitoparásitos

Filum: Nematelmintos

Clase: Nematoda

Subclase: Secernentea

Orden: Tylenchida

Superfamilia: Tylenchoidea

Familia: Tylenchidae

Género: Ditylenchus ** (****)

Anguina ***

Tylenchorhynchus ***

Familia: Heteroderidae

Género: Heterodera *

Meloidogyne **

Meloidodera

Familia: Hoplolaimidae

Subfamilia: Hoplolaiminae

Género: Hoplolaimus ***

Scutellonema

Rotylenchus ***

Helicotylenchus ***

Subfamilia: Rotylenchoidinae

Género: Rotylenchoides

Subfamilia: Belonolaiminae

Género: Belonolaimus ***

Subfamilia: Dolichodorinae

Género: Dolichodorus ***

Subfamilia: Pratylenchinae

Género: Pratylenchus **

Pratylenchoides

Radopholus **

Hirschmanniella

Subfamilia: Nacobbinae

Género: Nacobbus **

Rotylenchulus **

Familia: Tylenchulidae

Subfamilia: Tylenchulinae

Género: Tylenchulus **

Trophotylenchulus

Subfamilia: Sphaeronematinae

Género: Sphaeronema

Trophonema

Familia: Criconematidae

Subfamilia: Criconematinae

Género: Criconema ***

Criconemoides ***

Hemicycliophora = (Procriconema) ***

Hemicriconemoides

Subfamilia: Paratylenchidae
 Género: Paratylenchus ***
 Cacopaurus ***
 Superfamilia: Aphelenchoidea
 Familia: Aphelenchidae
 Género: Aphelenchus
 Familia: Aphelenchoididae
 Género: Aphelenchoides ****
 Rhadinaphelenchus
 Subclase: Adenophorea
 Orden: Dorylaimida
 Suborden: Dorylaimina
 Superfamilia: Dorylaimoidea
 Familia: Dorylaimidae
 Subfamilia: Dorylaiminae
 Género: Dorylaimus
 Subfamilia: Tylencholaiminae
 Género: Xiphinema ***
 Longidorus ***
 Suborden: Alaimina
 Superfamilia: Diphtherophoroidea
 Familia: Trichodoridae
 Género: Trichodorus ***

* Nemátodos que forman quistes cubriendo los huevos
 ** Nemátodos endoparasíticos
 *** Nemátodos ectoparasíticos
 **** Nemátodos que se alimentan dentro de los tejidos de las
 plantas que están sobre la superficie del suelo.

REFERENCIAS SELECTAS

- Agrios, G. N. 1978. Plant Pathology. Academic press, Inc. 703 p.
- Ainsworth, G. C. and A. S. Sussman. (eds.). 1966. The fungi. An advanced treatise. Vol. 1-4. Academic press, New York.
- Alexopoulos, C. J. 1962. "Introductory mycology", Wiley, New York. 613 p.
- Barnett, H. L. and B. B. Hunter. 1972. "Illustrated genera of imperfect fungi", Burgess, Minneapolis, Minnesota, 218 p.
- Bos, L. 1983. Introduction to plant virology. Centre for agricultural publishing and documentation. Wageningen. 152 p.
- Buchanan, R. E. and N. E. Gibbons (eds.). 1974. "Bergey's manual of determinative bacteriology", 8th edition. Williams and Wilkins Co., Baltimore, 1268 p.
- Clements, F. E. and C. L. Shear. 1957. The genera of fungi. Hafner, New York. 496 p.
- Goodey's T. et al. 1965. The nematode parasite of plants catalogued under their hosts. Commonwealth Bureau of Helminthology. CAB. England.
- Schaad, N. W. (ed.). 1980. Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota. 72 p.
- Smith, K. M. 1972. A textbook of plant virus diseases. Longman, London. 684 p.
- Southey, J. F. 1959. Plant nematology. Technical bulletin No. 9. Her majesty's stationary office. London.
- Thorne, G. 1961. Principles of nematology. McGraw-Hill Book Company, Inc. New York. 553 p.

COLECCION Y MANEJO DE MALEZAS (semillas y planta), PARA SU POSTERIOR RE-
CONOCIMIENTO.

Por Ing. Mario R. Bustamante P. (*)

1. Colección y manejo de semillas:

Las poblaciones de semillas en el suelo no es estática, sino dinámica representando lo que en la vida sería un banco, realizando depósitos cuando nuevas semillas son producidas por las plantas y caen al suelo, siendo depositadas desde la superficie hasta estratos más profundos con las labranzas que le son proporcionadas al suelo; los retiros del banco son hechos cuando germina parte de esta semilla (que es mínimo entre 5 a 10%), viéndose afectado el activo por pérdida de la viabilidad de parte de la población de semillas, pérdida de plántulas, que no llegan a sobrepasar la superficie del suelo; la diferencia entre los depósitos y retiros es lo que hace el balance de la cuenta ó población que está presente en el suelo y que poco a poco irá aumentando, y así incrementando el problema para los futuros cultivos.

Las semillas de la planta al caer en el suelo, aún colocadas en condiciones óptimas para germinar, estas requieren un período de postmaduración (figura 1), parte de ellas entran en latencia, , otras germinan, , produciendo plántulas, algunas de ellas en este estado mueren, otras irán a estratos mas profundos en donde entrarán en un período de latencia mayor y otras perderán su viabilidad, incorporándose a la materia orgánica.

Con el conocimiento de su comportamiento en forma general, es necesario hacer estudios específicos, teniendo como objetivos : 1) determinación de los niveles de infestación (cuantificación), 2) determinación de la variedad de especies existentes (cualificación), 3) determinación su distribución en los diversos estratos y 4) conocer el control que se ha realizado con el manejo del suelo.

Para realizar el estudio de la población de semillas en el suelo, es necesario:

1. ubicación del área a muestrear y determinación del número de submuestras a tomar.
2. contar con las herramientas adecuadas (palas, tubos de muestreo, machete, bolsas plásticas, etiquetas, etc).
3. se determina un área para obtener las submuestras (ej. 1 pie cuadrado) y los estratos entre 0-5, 5-10, 10-20 y 20-30 cm. de profundidad, colocándolas en bolsas (1 para cada estrato), luego mezclarla y sacar 500 gramos de suelo, esta submuestra de 500 gramos se mezclará con las otras submuestras del mismo estrato y se sacará una muestra compuesta, que es la que se enviará al laboratorio.
4. Es necesario que cada bolsa lleve una identificación, pudiéndola identificar por un número, que se anotará en el libro de campo y además colocar una tarjeta con los siguientes datos: ubicación, historial del lote de terreno (cultivos, fertilizaciones, control de malezas, datos climatológicos, etc), fecha, número de submuestras que componen la muestra, el estrato a que corresponde, maleza prevalente en el área, persona responsable, y otros datos.

(*) MIP-CATIE/HONDURAS.

las muestras así enviadas, en el laboratorio pueden ser procesadas siguiendo diversas metodologías;

1. Colocar las muestras en condiciones favorables para que las semillas puedan germinar y así se puede contar la densidad por especie. El conteo puede ser destructivo, arrancando las plántulas en cuanto emergen, removiendo el suelo para estimular la germinación del resto de semillas. Este método sirve para utilizar las plántulas para la identificación de las especies si son desconocidas. La desventaja de este método es que no se tiene la certeza de que todas las semillas han germinado.

2. Otro método es el lavado del suelo, utilizando tamices que únicamente permitan el lavado del suelo, pero que no dejen pasar las semillas. Este método es fácil de realizar y se recupera casi el 100% de las semillas que estaban en el suelo. La desventaja es que es tedioso, consume tiempo y a la vez es difícil de identificar la especie de maleza por la semilla.

3. El tercer método ó de flotación (descrito por Malone 1967), consiste en la dispersión de los agregados del suelo y la flotación de la materia orgánica, sumergiendo la muestra de suelo en una solución de hexametáfosfato de sodio ó calgón (5 gramos) más bicarbonato de sodio (2.5 g). más sulfato de magnesio (12.5 gramos) en 100 ml. de agua, utilizando 50 gramos de suelo, por 15 a 30 minutos. El material flotante que contiene las semillas y otros desechos se decanta en un tamiz, que no permita la salida de las semillas y se lava suavemente. Con este método se recupera casi el 100% de las semillas, pero tiene igual desventaja que el No.2.

La viabilidad de la semilla se puede obtener usando 2,3,5-cloruro trifenil de tratazolium.

Los niveles de infestación del suelo con semillas de malezas pueden cuantificarse como número de semillas por unidad de peso (100 gramos) ó por unidad de superficie, cuando el total del suelo obtenido en las primeras submuestras se ha pesado y se indica el área de donde fué extraído

Los resultados así obtenidos, nos indicaran que es lo que está pasando con el manejo que le estamos dando a las malezas y lo que podemos esperar en el futuro.

2. Colección y manejo de partes aéreas:

Los levantamientos de malezas y los análisis de la composición de una población de malezas en un área, tiene 4 finalidades prácticas:

- 2a. En estudios de monitoreo de las diferentes especies en una población.
- 2b. Para evaluar las prácticas de control de malezas.
- 2c. Para evaluar el efecto de las malezas sobre los rendimientos.
- 2d. Para estudios ecológicos, sobre el impacto de las malezas y su manejo sobre las regiones.

Para realizar un estudio mayor de las poblaciones es necesario localizar con precisión el área estudiada, recabando toda la información que se considere necesaria, describiendo el sitio del muestreo con el historial del mismo. Se deberá hacer énfasis en la toma de datos climatológicos y de suelo.

SISTEMAS DE MUESTREO

Según Klingman (1971), en los estudios para cuantificar y analizar una población de malezas se pueden usar tres métodos:

a. Frecuencia. No es muy útil cuando se usan en el estudio de poblaciones de malezas como único parámetro. La frecuencia indica la repetida presencia de una especie en las unidades de muestreo, sin hacer referencia al número de individuos. Como método objetivo, nos da un estimativo rápido sobre la composición y distribución de las especies en una comunidad.

b. Densidad. Nos indica el número de individuos por unidad de superficie y se puede aplicar para contar plantas ó sus partes vegetativas ó semillas que las reproducen (tubérculos, fragmentos de rizomas, semillas sexuales, etc.). En la metodología de muestreo indicado para este tipo de estudio se prefiere la toma de muchas muestras de poca extensión a pocas de mayor extensión. Igualmente las poblaciones de malezas de mayor densidad dan mayor precisión con este sistema. Cuando se van a contar plantas de origen asexual se debe tomar el número de brotes.

El método de determinación de densidad es especialmente útil en los ensayos de herbicidas durante las primeras etapas del experimento y para ellos se utilizan marcos de madera, metal ó cualquier otro material que nos de un área conocida en la cuál contamos las diferentes especies. Estas áreas se pueden tomar al azar cada vez que se va a hacer una calificación ó se dejan fijos en el campo después del primer recuento. En los cultivos semestrales se acostumbra tomar varios muestreos (tres) a intervalos de quince días, iniciándolos después de la aplicación de los tratamientos. El objetivo de estas repetidas observaciones es lo de analizar la evaluación de la población de malezas en un área y el efecto que sobre ella tienen los tratamientos de control estudiados.

c. Cobertura. Con este método se tiene una apreciación de la superficie ocupada por una población de malezas ó una especie determinada. Existen diferentes maneras de medir la cobertura:

1. Mediante apreciación visual del porcentaje de área cubierta por una población de malezas ó una especie en particular. Este método por su subjetividad está expuesto a imprecisiones. Para reducir éstas, se recomienda que la calificación sobre cobertura se haga por personas que tengan buena experiencia en esta actividad.
2. Línea de interceptación. Este método consiste en registrar el número de especies que se encuentren en su proyección vertical, con una línea de longitud conocida marcada en la parcela. Es un método objetivo de relativa precisión y especialmente útil en la evaluación de poblaciones de malezas poco densas y en estado inicial de desarrollo.
3. Grado de enmalezamiento. Este método de apreciación es subjetivo y no tiene una definición precisa. Es muy similar al método de calificación visual de cobertura, pero a diferencia de este se tiene en cuenta el grado de desarrollo de las malezas antes de hacer la

lectura de cada parcela los encargados de calificar el grado de enmalezamiento deben recorrer todos los tratamientos para tener una idea principalmente en los testigos.

En la mayoría de los casos los testigos no presentan una cobertura de cien por ciento. Por este motivo, la diferencia entre el porcentaje de cobertura observado para un tratamiento y en cien por ciento, no debe tomarse como porcentaje de control. Este es un error que frecuentemente se comete. El grado de enmalezamiento es el método más corrientemente usado en prácticas de control de malezas.

4. Peso por unidad de superficie. En varias investigaciones se ha encontrado que el parámetro está estrechamente relacionado con los rendimientos del cultivo. Este método es por lo tanto muy preciso y objetivo aún cuando requiere de suficiente tiempo.

En este método se cortan a ras del suelo las malezas presentes en una superficie de área conocida. Estas son tomadas al azar en cada parcela en estudio. El número y área de las muestras tomadas dependerá del campo total del área y de la homogeneidad de la población. En los experimentos corrientes de control de malezas donde se trabaja con parcelas de aproximadamente 30 m. (cultivos anuales), el número de muestras puede ser de tres, las que se toman mediante marcos de madera ó metálicas de 30 cms. de lado.

Las malezas en esas áreas son clasificadas por especies ó familias, dependiendo de la precisión requerida. Debido a que el dato sobre peso fresco no indica con precisión la capacidad de crecimiento de una planta, en este método se prefiere determinar el peso seco. Cuando se necesita clasificar las malezas por especies, el método requiere mucho tiempo y es necesario entonces tomar todas las muestras en el campo el mismo día, referenciando bien cada muestra y guardarlas en una nevera para luego clasificarlas y meterlas a la estufa. Cuando las muestras frescas se dejan fuera de la nevera por más de un día, se hace más difícil su identificación posterior.

4.1. EPOCAS DE MUESTREO

El tiempo para realizar el muestreo depende de los objetivos del mismo. Cuando se quiere hacer un reconocimiento de malezas en un área determinada, es necesario, para fines de clasificación, tomar las muestras cuando la población está en estado de floración. Muchas especies de malezas, especialmente gramíneas, son difíciles de clasificar taxonómicamente cuando se encuentran en estado de plántula. Otra oportunidad en la cuál se requieren tomar los muestreos cuando la vegetación ha completado su ciclo vegetativo es en los estudios sobre evaluación de pérdidas. Se espera que para esta época ya la población existente ha ejercido todo su efecto de competencia sobre el cultivo.

En los casos en que la población de las malezas tiene que ser controlada a tiempo para evitar daños especiales de competencia ó contaminaciones (producciones de semilla certificada por ejemplo), las evaluaciones deben hacerse en las primeras fases de crecimiento de las malezas.

COLECCION Y PRESERVACION DE ESPECIMENES DE MALEZAS

COLECCION

MATERIALES:

- Revistas ó periódicos viejos, bolsas.
- Pala, cuchillo ó machete.

INFORMACION A RECOGER:

- Fecha de colección.
- Localización geográfica exacta.
- Descripción ecológica del lugar (Cultivo, topografía, tipo de suelo, contenido de humedad del suelo, grado de insola-
ción, etc.).
- Descripción del espécimen (altura, color follaje, color
flor y fruto, etc.).
- Muestra completa (Estructuras vegetativas y reproducti-
vas; filotaxia y forma de hojas, fruto, flor, semillas,
raíces).

ALMACENAMIENTO TEMPORAL ENTRE HOJAS DE PERIODICO O REVISTAS.

SECADO

MATERIALES:

- Periódicos
- Cartón absorbente
- Sobres ó bolsas de papel
- Prensa

PROCEDIMIENTO:

- Arreglar espécimen
- Colocar entre varias hojas de periódico
- Colocar cartón absorbente de ambos lados

- Prensar
- Depositar en un lugar cálido y seco (cambiar hojas de periódico y cartón absorbente si es necesario) por +/- 5 días.

MONTAJE

MATERIALES:

- Pegamento blanco
- Agua
- Cepillo
- Vidrio ó lámina de metal de 25 X 35 cm.
- Papel (10% fibra algodón)
- Pinzas
- Papel encerado
- Tiras de papel
- Etiquetas

PROCEDIMIENTO:

- Diluir pegamento con agua (2:1)
- Distribuirlo sobre el vidrio ó lámina de metal con el cepillo
- Colocar el espécimen sobre el vidrio y presionar suavemente
- Levantar el espécimen con las pinzas y colocarlo sobre el papel
- Cubrir con papel encerado
- Colocar cartón absorbente encima
- Prensar (1 día)

(Tiras de papel con pegamento pueden ayudar a montar mejor el espécimen)

COLECCION Y PRESERVACION
DE ESPECIMENES DE MALEZAS

ETIQUETA

HERBARIO DE _____
_____, GUATEMALA

NOMBRE CIENTIFICO: _____

NOMBRE/S COMUN/ES: _____

FAMILIA: _____

CICLO DE VIDA: _____

HABITAT: _____

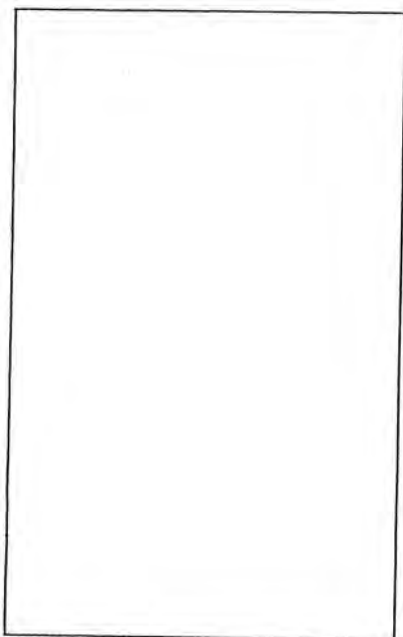
COLECTADO POR: _____

FECHA: _____ LUGAR: _____

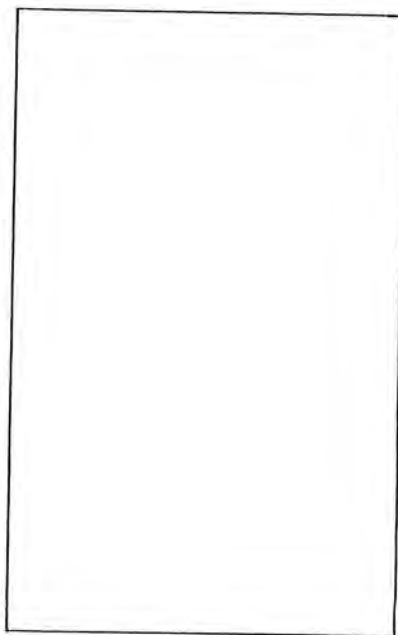
COLECCION Y PRESERVACION
DE ESPECIMENES DE MALEZAS

MÉTODOS PARA EL MONTAJE DE ESPECIMENES GRANDES

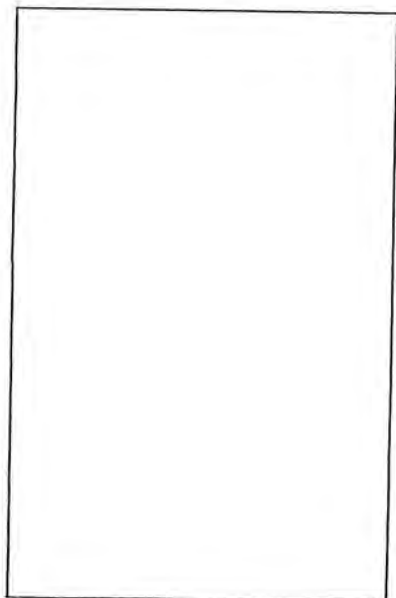
A) DOBLAR LA PLANTA



B) SECCIONAR LA PLANTA, OMITIENDO
SOLAMENTE LAS SECCIONES DUPLI-
CADAS



C) SECCIONAR LA PLANTA, SIN
OMITIR SECCIONES, PERO SI
MONTANDOLAS SEPARADAMENTE



Bibliografía:

1. De la Cruz, R., 1986. Levantamiento de malezas. Conferencia dictada en el curso sobre MI de Malezas realizado en Depto. de Olancho, Rep. de Honduras. (en imprenta).
2. Malone, C.R., 1967. A rapid method for enumeration of viable seeds in soil. Weeds 15:381-82.
3. Pareja, M. 1986. Dinámica de las semillas de malezas en el suelo. Conferencia dictada en el curso sobre MI de Malezas realizado en Olancho, Rep. de Honduras. (en imprenta).

EL DIAGNOSTICO Y SU NECESIDAD

Es muy probable que la mayoría de los agricultores de la región Centroamericana han tenido experiencias negativas de ataques de nematodos que han afectado sus rendimientos. Estas situaciones suelen ser más críticas en cultivos anuales de tierra baja, principalmente leguminosas, cucurbitáceas y solanáceas.

La necesidad de un diagnóstico previo al inicio de un cultivo está fundada en la sospecha de un posible ataque nematodo debido a un historial de problemas nematológicos en el lugar, síntomas de agallamiento en el cultivo anterior, respuesta en crecimiento y de producción en parcelas donde se usó nematicida, suelos arenosos que favorecen el incremento de poblaciones de nematodos, y el deseo del agricultor de sembrar cultivos reconocidamente susceptibles a nematodos.

Durante la fase del cultivo un diagnóstico de nematodos también puede llevarse a cabo si se sospecha de daños. En caso de ser positivo el ataque al cultivo generalmente se encuentra en una fase avanzada y los síntomas no son más que una expresión del daño causado. Medidas de control no se justifican en esta etapa y tampoco suelen ser rentables, aunque la información que resulte de este diagnóstico es útil para programar prácticas de manejo de nematodos en el cultivo siguiente. La sospecha de un ataque de nematodos está basada normalmente en síntomas de campo tales como, falta de crecimiento del cultivo, marchitamiento en horas de calor durante el día, amarillamiento y ocasionalmente muerte paulatina de las plantas. Estos mismos síntomas suelen presentarse en la parcela en forma de manchones. En el caso de cultivos perennes el daño se refleja en poco desarrollo, en un tiempo más prolongado para entrar en producción, frutos pequeños, deficiencia nutricionales, especialmente de microelementos y en una reducción en la vida útil de la plantación.

En general, el diagnóstico debe considerarse como una herramienta importante cuyo objeto es detectar y prevenir daños ocasionados por nematodos y que a la vez permitan la adopción de prácticas de manejo

integrado de nematodos que pueden ser económicamente factibles para los agricultores de la región.

IMPLEMENTOS DE MUESTREO

Existen varios implementos para efectuar muestreos de campo, todos son sencillos y sólo requieren de una persona para su empleo en forma correcta. El implemento más comunmente utilizado para toma de muestras es la pala. Es recomendable que esta sea alargada, de extremo recto, redondeado o punteagudo. Se utiliza preferentemente para muestras grandes y suelos difíciles de penetrar. Otra pala conveniente para suelos sueltos y muestras pequeñas es la tipo jardinera.

El otro implemento importante que permite toma de muestras a mayor profundidad es el barreno del cual se utilizan dos tipos. El primero es de forma tubular con un calado lateral, mientras que el otro termina en espiral (Figura 1).

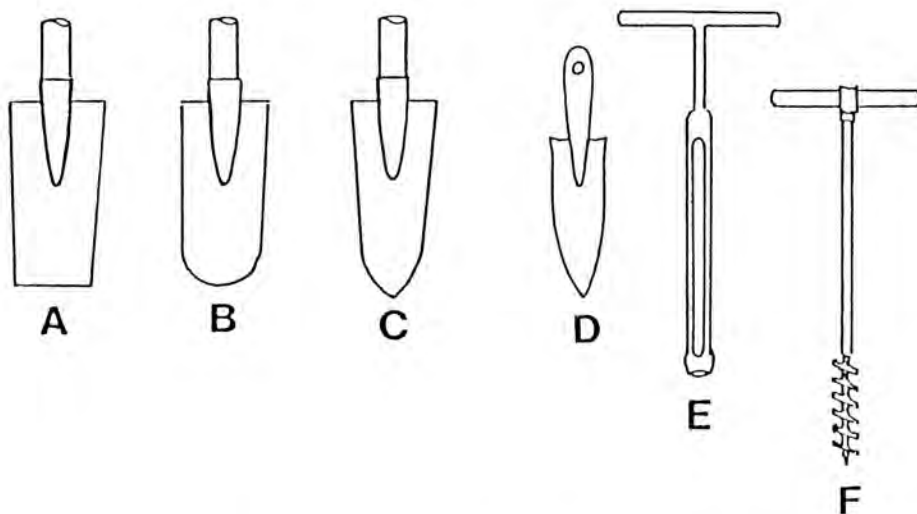


FIGURA 1. Implementos para realizar toma de muestras en campo. A) Pala recta. B) Pala redondeada. C) Pala en punta. D) Pala jardinera. E) Barreno tubular. F) Barreno en espiral.

También se requiere bolsas de plástico, etiquetas, hojas de información diagnóstica y alambres delgados para sellar bolsas una vez que la muestra se ha tomado. Es recomendable tener un contenedor o caja de styrofoam (espuma plástica utilizada como hieleras) para depositar las muestras con el objeto de que no estén expuestas al sol y altas temperaturas durante el transporte y almacenaje.

ETIQUETADO

El objeto del etiquetado es proveer al técnico con la mayor información posible para realizar un diagnóstico acertado. En la mayoría de los muestreos que se realizan en suelos agrícolas, siempre aparecerán nematodos fitoparásitos asociados al cultivo del cual se sospecha algún posible problema. Sin embargo, la presencia de nematodos en muestras de suelos no necesariamente implica un problema de nematodos que es lo que realmente le interesa al agricultor para tomar medidas de manejo adecuadas.

Existen dos tipos de etiquetados, una que presenta una información general, tales como el nombre del agricultor, localidad, cultivo, fecha de muestreo y algunas observaciones de campo y luego un etiquetado más completo denominado hoja de información diagnóstica que presenta toda la información necesaria para interpretar correctamente los resultados que provengan de una identificación y conteo de nematodos (Figura 2).

EL MUESTREO DE CAMPO

Los nematodos no se distribuyen de manera uniforme en un suelo cultivado. Muchas generaciones se desarrollan alrededor del cultivo establecido y su descendencia tiende a permanecer cerca de su lugar de origen. El error de muestreo en nematodos es generalmente muy alto debido principalmente a factores físicos como temperatura, precipitación, pH, composición local del suelo, textura, época de muestreo,

HOJA DE INFORMACION DIAGNOSTICA PARA MUESTRAS DE NEMATODOS

INFORMACION GENERAL:		
Agricultor _____	Cultivo _____	
Dirección _____	Variedad _____	
Provincia _____	Fecha siembra _____	
Fecha de muestreo _____	Cultivo pasado _____	
Tipo de suelo _____	Cultivo futuro _____	
Tamaño parcela _____	Trat. nematicida:	
	a) Producto _____	
	b) Fecha _____	
MUESTRA:		
suelo ()	individual ()	superficial, 0-20 cm ()
raíz ()	compuesta ()	profunda, 20-40 cm ()
OBSERVACIONES DE CAMPO:		
Síntomas parte aérea	% plantas de la parcela con síntomas	Distribución del problema:
Amarillamiento		Toda la parcela ()
Achaparramiento		Manchones ()
Marchitamiento		Ocasional ()
Muerte		Síntomas en raíces:
Otros		Agallas ()
		Lesiones ()
		Exceso de ramificaciones ()
		Pudriciones ()
		Crecimiento pobre ()
COMENTARIOS:		

No muestra: _____
 Fecha recibida: _____
 Procesada por: _____

FIGURA 2. Hoja de información diagnóstica para nematodos que presenta 4 secciones: Información general; muestra; observaciones de campo y comentarios.

como también de factores bióticos, tales como predadores y la presencia de la misma planta hospedera que provee un sustrato para el desarrollo del nematodo. Por ejemplo, un muestreo tomado cerca de las raíces puede contener muchos especímenes, mientras que otro tomado de unos pocos centímetros de la primera puede tener solo unos pocos nematodos.

Tomando en consideración este error de muestreo, se han diseñado varios procedimientos de muestreo que intentan compensar esta deficiencia. Mientras mayor sea el número de muestras que se recolectan, teóricamente, menor deberá ser el error, pero este también implica perder posteriormente mucho tiempo en tareas de extracción, identificación y conteo. Lo ideal es tomar el mínimo número de muestra que sea lo suficientemente representativo para poder determinar si un nivel poblacional puede ser dañino. Lamentablemente no existe formulas exactas para este propósito, sino que diversas recomendaciones de recolección de muestras compuestas que varían de acuerdo a la superficie que se desea muestrear, la cantidad que se quiere recolectar (arbitraria), tipo de cultivo, profundidad y sobre todo, criterio del técnico. La figura 3 muestra varios diagramas de recolección de muestras para varias situaciones diferentes. En todos estos casos las muestras se combinan y mezclan de manera que una porción representativa que varíe entre 100 a 250 cc. pueda ser procesada para extracción de nematodos.

Preferentemente, las muestras deben provenir de los primeros 20 a 30 cm de suelos, lugar donde las raíces son más abundantes. Los cultivos perennes requieren que el muestreo se realice a mayor profundidad. Para efectos de diagnósticos las muestras deben provenir de lugares de la parcela con plantas sanas y plantas sospechosas o enfermas. Datos sobre señales o síntomas de posible daño causado por nematodos deben ser registrados en el momento del muestreo. La recolección debe efectuarse con el terreno en condiciones un poco más bajo que en capacidad de campo. También se debe evitar efectuar muestreos en condiciones de suelo saturado o bien demasiado secos.

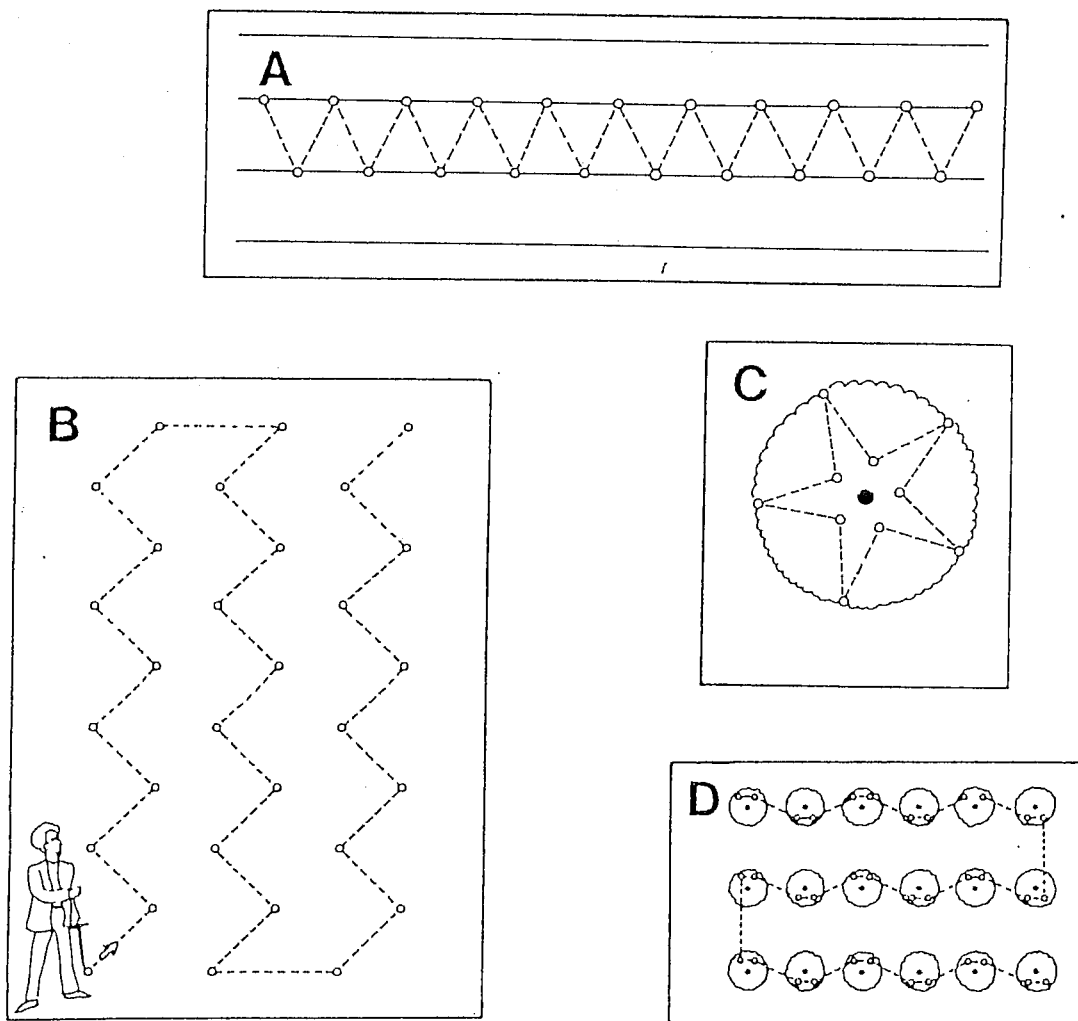


FIGURA 3. Diagramas recomendables para la recolección de muestras de nematodos. A) Modelo de recolección para muestras de suelo (con raíces) en la zona radical de un cultivo anual. B) Recolección de 20 a 30 sub-muestras (barreno) para muestreo de parcelas de hasta 2 ha. C) Procedimiento para muestreo de una planta individual. D) Norma para muestrear zona de la rizósfera en cultivos perennes (según Barker, 1985).

MANEJO Y ALMACENAJE DE MUESTRAS

Una vez tomada la muestra de campo, debe tenerse mucho cuidado con su manejo hasta que se lleve para su procesamiento al laboratorio.

Esta fase es de suma importancia puesto que un manejo inadecuado, tal como el exceso de exposición solar, temperaturas extremas, y largo tiempo de almacenaje resultan en altos niveles de mortalidad y pérdida en la movilidad del nematodo y consecuentemente, en información errónea.

El material recolectado en el campo, ya sea de suelo o raíz debe introducirse en una bolsa de plástico bien sellada y luego colocarla en un recipiente con buena aislación térmica, preferentemente styrofoam (espuma plástica). Si se carece de un recipiente, o caja aislante, pueden colocarse las muestras en un lugar a temperatura ambiente siempre que esté a menos de 28°C. Las pérdidas de muestras en vehículos expuestos al sol es común.

Una vez llegada la muestra al laboratorio, el técnico debe tratar de realizar la extracción a la brevedad posible. El tiempo que puede permanecer la muestra en bolsa sin sufrir alteraciones es variable y dependerá principalmente de la temperatura y humedad y en menor grado del nematodo presente. Las muestras se preservan mejor con una humedad en capacidad de campo o levemente menor y a temperatura de 14 a 18°C. Estas condiciones son recomendables para una extracción uniforme durante un período de una semana a 10 días. Sin embargo, humedad excesiva, temperaturas extremas, tanto de frío como de calor resultan en una disminución de las poblaciones de nematodos. También, estos se ven afectados por las fluctuaciones de temperaturas extremas. Una práctica que es usual y poco recomendable es el almacenaje de muestras de nematodos en refrigeradoras, donde el nematodo se le somete a una diferencia de temperatura con respecto a condiciones de campo de 15 a 20°C, afectando en gran medida su movilidad.

También es de interés destacar que el almacenaje de muestras en laboratorio por períodos de una semana puede aumentar la eclosión de los huevos en incrementar el número de nematodos recuperables. Para muestras de suelos que provengan de áreas cuarentenareas o que tomen un tiempo excesivo de transporte, se recomienda que se saturen previo a su envío con un fijativo como formalina al 5% o FAA y ácido

píprico. Bajo estas circunstancias, los nematodos que provengan de éstas muestras deben ser extraídos por métodos de flotación.

ALMACENAJE DE MUESTRAS PROCESADAS

Las muestras de nematodos pueden almacenarse en bolsas de plástico con suelo o raíces. En ambas situaciones es aconsejable efectuar la extracción lo antes posible, especialmente las de raíces que tienden a deteriorarse después de las primeras 48 h. Las de suelo pueden mantenerse en buen estado sin alteraciones por una semana. Otra alternativa muy utilizada por nematólogos, es almacenar muestras de nematodos en una solución acuosa una vez extraídos que provengan de suelo o tejido radicular. Las principales ventajas que brinda esta técnica es poder mantener las muestras en forma indefinida y en un espacio reducido (frascos o viales). Cabe señalar que uno de los problemas que normalmente tienen los nematólogos, es el exceso de muestras para extracción y la falta de tiempo para su identificación y conteo. Consecuentemente, el almacenaje de muestras en una solución al 5% de formalina es una alternativa muy adecuada a la disponibilidad de tiempo del técnico, que puede realizarlas posteriormente en períodos de mayor desocupación. A continuación se enumeran los pasos para almacenar adecuadamente muestras de nematodos después de su extracción.

1. Recolección de nematodos en solución acuosa proveniente de cualquier método de extracción (Baermann, Elutriador, Centrifugación con solución azucarada. etc.)
2. Decantar muestras en cilindros graduados por 2 h. (mínimo). Pueden utilizarse cilindros graduados de 25,50 a 100 ml.
3. Eliminar el exceso de solución acuosa con un sifón o pipeta oxford, dejando 10 ml de suspensión con los nematodos decantados. Debe tenerse mucho cuidado de no agitar la suspensión durante este proceso de eliminación del exceso de agua.

4. Vertir los 10 ml de suspensión con nematodos en viales o frascos que poseen más de 10 ml de capacidad.
5. Colocar viales destapados sobre un plato caliente (varios unidos por un elástico) hasta que la temperatura llegue a 48°C. También pueden colocarse los viales en un baño maría hasta que la temperatura alcance 48°C. Esta se mide con un termómetro en cualquiera de los viales.
6. Una vez alcanzada esta temperatura se retiran los viales rápidamente y se le agregan 4 a 6 gotas de formalina en c/vial. Esto equivaldría a una solución del 3 al 5% de formalina (vial de 10 ml). El calor estira y mata al nematodo mientras que la formalina lo fija y preserva.
7. Una vez que el vial haya enfriado a temperatura ambiente, se procede a taparlo y sellarlo con parafilm si es posible. Luego se etiqueta con la información necesaria.
8. La etiqueta debe llevar la siguiente información: número de referencia, hospedero, lugar de recolección, fecha de recolecta, persona que hizo la recolecta y alguna observación de interés.

Bajo estas condiciones de almacenamiento las muestras pueden permanecer por tiempo indefinido. Es de interés hacer notar que identificar una muestra con especímenes vivos es siempre más conveniente debido a que presentan sus estructuras morfológicas más nítidamente que un espécimen muerto. Además debe tenerse cuidado de nunca exceder los 54°C para matar los nematodos en solución acuosa, puesto que sobre esta temperatura se coagularán las proteínas del nematodo quedando imposible de identificar. En la figura 4 se ilustran los 8 pasos.

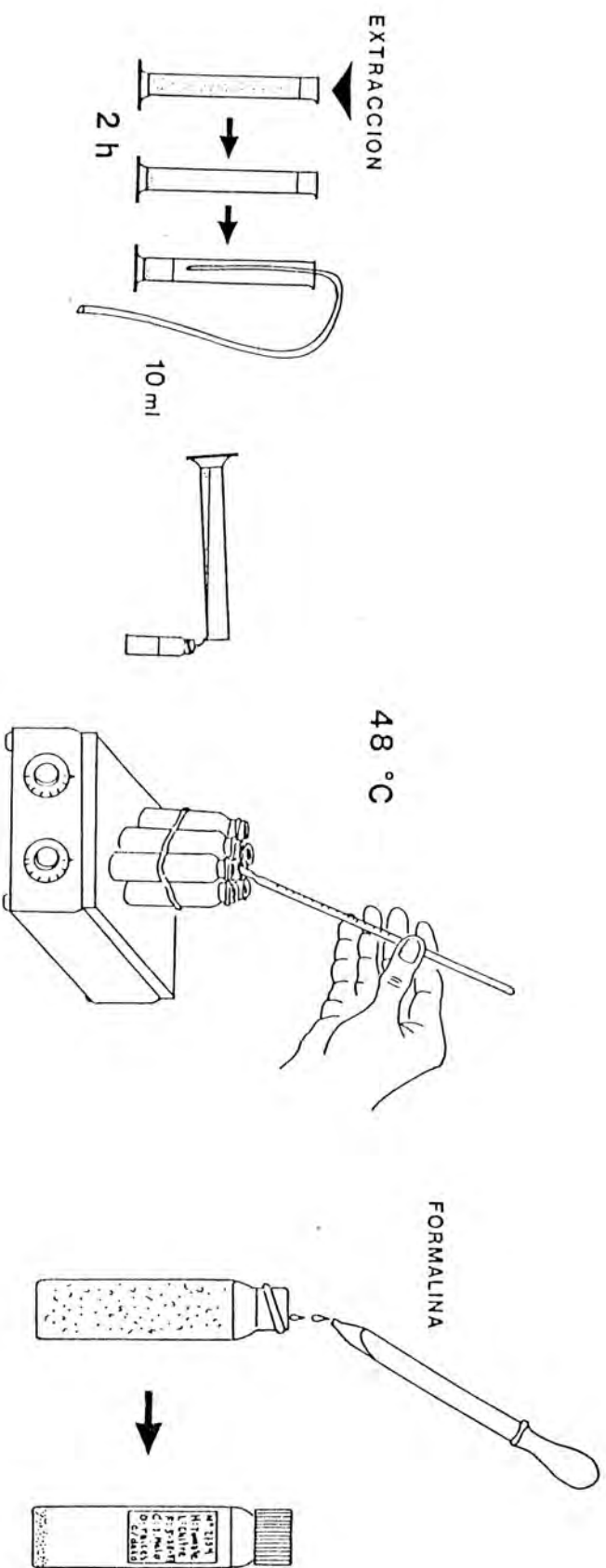


FIGURA 4. Procedimiento para almacenar muestras de nematodos en solución acuosa al 5% de formalina para su posterior identificación y conteo.

BIBLIOGRAFIA

- BARKER, K.R. and C.L. CAMPBELL, 1981. Sampling nematode populations, pp. 451-473 In plant parasitic nematodes, Vol. III, ed., B.M. Zuckerman and R.A. Rohde. Academic Press, New York. 508 pp.
- BARKER, K.R., C.J. NUSBAUM, and L.A. NELSON. 1969. Seasonal population dynamics of selected plant-parasitic nematodes as measured by three extraction procedures. *J. Nematol.* 1:232-239.
- BARKER, K.R., C.J. NUSBAUM, and L.A. NELSON. 1969. Effects of storage temperature and extraction procedure on recovery of plant-parasitic nematode from field soils. *J. Nematol.* 1:240-247.
- COCKRAN, W.G. 1977. Sampling techniques, 3rd ed. Wiley, New York. 428 pp.
- FERRIS, H. 1984. Nematode damage functions: The problems of experimental and sampling error. *J. Nematol.* 16:1-9.
- McSORLEY, R. and J.L. PARRADO. 1982. Estimating relative error in nematode numbers from single soil samples composed of multiple cores. *J. Nematol.* 14:522-529.
- McSORLEY, R. and J.L. PARRADO. 1982. Plans for the collection of nematode soil samples from fruit groves. *Nematropica* 12:257-267.
- PROCTOR, J.R. and C.F. Marks. 1975. The determination of normalizing transformations for nematode count data from soil samples and of efficient sampling schemes. *Nematropica* 20:395-406.
- SOUTHEY, J.F. 1970. Principles of sampling for nematodes, pp. 1-4 In laboratory methods for work with plant and soil nematodes, 5th ed., ed. J.F. Southey. Minist. Agric., Fish. and Food Tech. Bull. 2. Her Majesty's Stationery Office, London.