

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
UNIDAD DE POSGRADO**

DIPLOMADO EN PROTECCION DE PLANTAS



MUESTREO DE PLAGAS

Compiladores:

Ing. Agr. M.Sc. José Miguel Sermeño

Ing. Agr. M.Sc. Andrés Wilfredo Rivas



Ciudad Universitaria, Febrero de 2004

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
UNIDAD DE POSGRADO

DIPLOMADO EN PROTECCION DE PLANTAS



asociación de proveedores agrícolas



ABEAS
Asociación Brasileña de Educación Agrícola Superior



Manual técnico: MUESTREO DE PLAGAS

Ing. Agr. M.Sc. José Miguel Sermeño
Ing. Agr. M.Sc. Andrés Wilfredo Rivas

Ciudad Universitaria, Febrero de 2004

INDICE

1. Introducción	1
2. Conceptualización	2
3. Principios básicos relacionados con el muestreo	3
4. Poblaciones versus muestreo	5
5. Pasos importantes en una planificación de muestreo	6
6. Distribución espacial de organismos plaga	7
DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DE LAS ESPECIES	7
RELACIÓN ENTRE EL PATRÓN DE DISTRIBUCIÓN Y LA DISTRIBUCIÓN ESTADÍSTICA	8
PATRÓN DE DISTRIBUCIÓN REGULAR	11
PATRÓN DE DISTRIBUCIÓN AGLOMERADO	13
CASOS EN QUE LOS ORGANISMOS OCUPAN UN CONTINUO DE ESPACIO	15
RELACIÓN ENTRE LAS DISTRIBUCIONES BINOMIAL Y POISSON	15
LA DISTRIBUCIÓN NORMAL	16
TIPOS DE DISTRIBUCIÓN ESPACIAL	17
DETERMINACIÓN DEL TIPO DE DISTRIBUCIÓN EN INSECTOS	18
7. Tipos de muestreo	19
EL MUESTREO SISTEMÁTICO Y LAS DIFERENCIAS PRINCIPALES CON EL MUESTREO ALEATORIO	24
8. Tamaño y número de muestras a tomar	26
9. Propuesta de muestreo de áfidos en el cultivo de loroco (<i>Fernaldia pandurata</i>) en El Salvador	34
10. Representatividad de un muestreo	37
PROBLEMAS DEL MUESTREO	37
11. Como cubrir un campo agrícola en un muestreo	40

12. Sitios de muestreo	41
13. Muestreo de material vegetal para exportación	45
14. Diversidad biológica de Invertebrados	46
MEDIDA DE LA DIVERSIDAD ECOLÓGICA	47
SUPUESTOS Y REQUISITOS DE DATOS	47
ÍNDICES DE DIVERSIDAD. RECuentOS DE ESPECIES	49
ÍNDICE DE SIMPSON	49
TEORÍAS DE LA INFORMACIÓN EN LA MEDIDA DE LA DIVERSIDAD	51
FORMULA (H) DE BRILLOUIN	51
FUNCIÓN (H') DE SHANNON - WEAVER	53
ÍNDICE DE EQUIDAD	55
ÍNDICE DE AGREGACIÓN	57
EL PROGRAMA DE MUESTREO	64
15. Factores que se deben considerar en la elección y realización del método de muestreo	75
16. Muestreo de insectos con red ó malla entomológica	80
17. Como ingresar a un campo agrícola para realizar los muestreos	84
18. Distribución temporal y espacial en poblaciones de Sogata (<i>Tagosodes orizicolus</i>) (Muir) (Homoptera: Delphacidae) y número óptimo de muestras para su estimación en el cultivo de arroz	88
19. Métodos de muestreo del minador de la hoja de los cítricos (<i>Phyllocnistis citrella</i>)	100
20. Metodología de muestreo de las termitas en frutales, forestales y vegetación natural arbórea	102
21. Muestreo de granos almacenados	105
MUESTREADOR (CALADOR) SIMPLE	105

	MUESTREADOR (CALADOR) CILÍNDRICO O CALADOR SONDA	106
	MUESTREADOR TIPO PELICANO O CUCHARÓN	108
	MOMENTO EN QUE SE REALIZA EL MUESTREO	108
	HOMOGENIZADOR Y DIVISOR DE MUESTRAS	109
	EXTRACCIÓN DE LA MUESTRA	109
A.	Mercadería a granel	110
B.	Mercadería en sacos	112
C.	Mercadería en silos, graneros o bodegas	113
22.	Como hacer muestreo para enfermedades en cultivos agrícolas	114
	PLANIFICACIÓN DE LA INSPECCIÓN	116
23.	Diagnóstico y evaluación de enfermedades	118
	MUESTREO	118
	DIAGNÓSTICO	118
	EPOCA DE EVALUACIÓN	118
	EVALUACIÓN DEL NIVEL DE DAÑO	120
	LA INCIDENCIA	120
	LA SEVERIDAD	120
	INTERPRETACIÓN DE LAS ESCALAS Y LOS NIVELES DE DAÑO	120
	MODO DE USO DE LAS ESCALAS	121
	ANÁLISIS DE DATOS	121
24.	Guía de muestreo de sigatoka para la evaluación y toma de decisiones en el cultivo de musáceos en El Salvador	123
25.	Muestreo de nematodos en frutales y forestales	126
26.	Muestreo y caracterización de malezas	129
27.	BIBLIOGRAFIA	134

A.1. DIRECTRIZ PARA EL MUESTREO DE VEGETALES PARA ANÁLISIS DE RESIDUOS DE PLAGUICIDAS (OIRSA) ¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.

A.2. DIRECTRIZ PARA EL MUESTREO DE PLAGUICIDAS QUÍMICOS FORMULADOS DE USO AGRÍCOLA EN LOS PAÍSES MIEMBROS DEL OIRSA ¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.

1. Introducción

La presencia de organismos vivos dentro de un campo agrícola no significa que estén causando daños al cultivo, por tanto es necesaria su identificación, determinar su densidad poblacional, características de distribución, etc. Los procedimientos que permiten calcular ó estimar la densidad de las poblaciones de insectos u otros organismos se conocen como técnicas de muestreo o técnicas de evaluación.

Una simple labor de recolección de organismos puede dar un indicio de la abundancia o escasez de una especie determinada, según el grado de dificultad que tiene el recolector para localizarla. Si la recolección, se hace considerando la frecuencia de captura en distintos puntos del área de recolección, se tendrá además una idea de su distribución. Sin embargo, aún cuando se tomen datos de sus hábitos alimenticios y tipo de daño, no será posible en forma precisa determinar si está causando daño económico.

El conocimiento del nivel de la población de un organismo, tiene diferentes objetivos o propósitos, los cuáles se pueden separar en dos grandes grupos: a) Para investigación básica de distintas áreas de la fitoprotección; b) para la toma de decisiones en la ejecución de programas de manejo integrado de plagas. El muestreo con fines de investigación básica, requiere de estimados precisos de los parámetros, y es esencial para determinar fluctuaciones estacionales, umbrales económicos, tablas de vida, tasas de mortalidad, etc. El muestreo para la toma de decisiones en la ejecución de programas MIP, requiere de estimados menos acuciosos, pero rápidos y lo mas apegados a la realidad, para poder clasificar las poblaciones en categorías de decisiones, tales como “aplicar” o “no aplicar” una medida de manejo ó control.

El muestreo de los organismos vivos, constituye el cimiento de un edificio, por cuanto a partir de él se construyen las columnas que sustentan la ejecución del Manejo Integrado de Plagas.

Los encargados de realizar los muestreos deben tener una preparación y adiestramiento en el sistema de cultivo que habrá de muestrear. Esto ayudará a identificar las plagas, caracterizar las etapas de crecimiento del cultivo o estimar apropiadamente los daños. Además sin una capacitación apropiada, los encargados de realizar los muestreos, no serán capaces de diferenciar las plagas de los organismos benéficos.

Todos los esfuerzos en la protección vegetal se concentran por último en la cuestión de la prevención o la reducción de pérdidas en las cosechas. Para lograrlo hay que tomar decisiones respecto de la aplicación de medidas de control o manejo. La toma de muestras en el cultivo es una parte importante en la secuencia de acciones que es el proceso de tomar decisiones en el manejo de plagas.

2. Conceptualización

El muestreo es una técnica basado en la matemática para obtener una información de las variables de una plaga objeto de estudio (rendimiento, severidad de una enfermedad, densidad de población de una plaga, etc.). Su aplicación en el campo comparte información, teórica y práctica que tiene que ser manejada con cuidado.

Si se quiere saber algo sobre, por ejemplo, un gran número de plantas en el campo o un cargamento de limones o naranjas, normalmente es imposible revisar cada planta o cada fruto, en el aspecto que interesa. Por lo tanto, hay que sacar de algún modo, las conclusiones sobre la situación en el campo basándose en un número relativamente pequeños de plantas o frutos. Este número pequeño de plantas o frutos que se puede revisar, se llama “muestra”, y tomando esta muestra de la población total de plantas o frutos, se refiere a un “muestreo”. Si interesan una o más características de las plantas o frutos, se habla de las “unidades de muestreo”. El pequeño número de elementos de la muestra tiene que reflejar lo más cerca posible la variabilidad entre las plantas en el campo o entre los limones o naranjas en el cargamento. Para realizarlo correctamente, la manera de tomar las muestras o el método de muestreo tiene que seguir una serie de reglas, que si se descuidan se corre el riesgo de obtener, basado en la muestra, una impresión totalmente falsa de la situación real.

Una definición de muestreo, se puede establecer de la siguiente manera: es el acopio o no (en dependencia del tipo de plaga o enfermedad, tipo de planta, objetivos que se persiguen, etc.) de insectos, ácaros, enfermedades y plagas en general, en sus distintas fases biológicas y/o parte de plantas, con el objetivo bien definido de conocer, en un momento dado, las poblaciones de insectos, ácaros ó el índice de infección de las enfermedades, en un área agrícola determinada. Lo anterior contiene lo siguiente:

Elemento: Objeto que se observa o mide.

Población: Conjunto de individuos sobre los que deseamos hacer referencia.

Muestra: Parte de la población.

Marco de muestreo: Lista de unidades de muestreo.

Unidades de muestreo: Conjunto de elementos que son seleccionados y observados en el muestreo.

Universo: Conjunto de todas las unidades de muestreo.

Muchas veces: Unidad de muestreo = Elemento.

Estimadores: Son características de la muestra, ejemplo: número de insectos por planta; promedio de todas las plantas de la muestra.

Densidad: Se refiere al número de individuos por un área determinada. Al respecto se tienen.

Densidad Absoluta: Es el resultado de la determinación del número total de individuos en un área cuando es posible contar todos los individuos. Por ejemplo, número de larvas de gusanos blancos por hectárea.

Densidad Relativa: Es el resultado de la determinación del número de individuos en una unidad de muestreo arbitraria debido a que no es posible determinar todos los individuos.

Estimado Absoluto: Aún cuando no se evalúa todos los individuos de un campo, se estima la densidad absoluta, debido a que la unidad de muestreo es una proporción conocida del área total. Por ejemplo, cuando se determina el número de gusanos cortadores por m^2 ó número de larvas por planta, se puede estimar la densidad por hectárea si se conoce el número de plantas por hectárea ó se multiplica por 10,000.

Estimado Relativo: Cuando se determina el número de individuos en una unidad arbitraria que no es una parte conocida del área total ó es muy difícil calcularla. Por ejemplo: número de moscas blancas por hoja.

Índice de Población: Ocurre en los casos en que los individuos no pueden ser contados, pero si los productos ó evidencias dejadas por ellos. Ejemplo: número de puparios por m^2 , número de perforaciones por tallo, etc.

Como se podrá apreciar, en la práctica lo que más se utiliza son las densidades relativas porque permiten comparar tratamientos, tendencias de fluctuaciones poblacionales tanto en el espacio como en el tiempo; inclusive muchos de los niveles de daño económico están basados en estimados relativos, luego que se ha establecido la asociación que existe entre nivel de infestación y pérdida de rendimiento, lo cual es importante porque tiene que ver con la rentabilidad económica para el agricultor.

3. Principios básicos relacionados con el muestreo

Una metodología de evaluación para ser lo más precisa posible debe considerar en su estrategia, un conocimiento previo de los tipos de distribución de la población, de los métodos de muestreo y de los factores que pueden influenciar al mismo.

Las características de la población tienen que ser representadas adecuadamente por la muestra. Esto implica que aún con métodos de muestreo buenos y fidedignos, no se

puede garantizar una seguridad absoluta sobre la situación de la población de la cuál se tomo la muestra.

Un método bueno de muestreo ofrece una alta probabilidad de que la situación real de la población sea como se presume, debido al resultado del muestreo. Aunque el muestreo no da una “seguridad” cien por ciento, es posible, sin embargo, obtener una información fidedigna del campo o del cargamento de limones o naranjas. La alta probabilidad de resultados correctos se basa en los buenos métodos del muestreo.

Según Yates (1971), una muestra es un juego de unidades o una parte de un agregado de material que se seleccionó con la esperanza de que sea representativo de todo el agregado o, como se dice, de una población. Pueden ser fincas, campos o partes de ellos, la planta hospedera o un órgano particular de ella. Las entidades menores en esta secuencia se pueden utilizar como muestras inferiores y/o unidades de muestreo (los que pueden tener “elementos”, por ejemplo, horas individuales).

Una buena muestra cumple con las siguientes condiciones:

- Todos los elementos de la población revisada deben de tener la misma oportunidad de ser revisados.
- La unidad de muestreo debe ser estable durante el procedimiento del muestreo.
- La proporción de la población entera que usa la unidad de la muestra como un hábitat tiene que permanecer constante.
- La unidad muestral debe ser fácilmente reconocible.
- La unidad muestral debe tener un tamaño práctico con relación a los recursos disponibles y la precisión deseada.
- Los datos del procedimiento de muestreo deben referirse a una unidad de área.

La información sobre las situaciones de plagas o enfermedades en el campo se deriva de los datos que son el resultado del muestreo o conteo. Estos datos pueden ser:

- Continúo (masa, peso, temperatura, etc.), o interrumpido (número de larvas, número de plantas infectadas por hectárea).
- Ordenados o agrupados en ciertas categorías o escalas:
 - a) Escalas nominal (clasificación, equivalencia) (limón, arroz, maíz, trigo, yuca).
 - b) Escala ordinal (rango) (tamaño: limón, piña, papaya, coco).
 - c) Escala de intervalos (tamaño del intervalo) (temperatura en °C).
 - d) Escala de relaciones (verdadero punto cero, relación independiente, peso).
- Estimaciones de la población:
 - a) Absoluto: número de insectos/ha.
 - b) Relativo: proporcionalmente, como por ejemplo, los resultados de las trampas de luz.
 - c) Indirecto: incidencia de la enfermedad o infestación de la plaga, expresado en clases, o estimación de la población basada en efectos, como por ejemplo, las heridas causadas a una planta.

Las unidades muestrales forman la base de los muestreos. El muestreo se puede hacer con o sin necesidad de remover las plantas. Por lo general, los métodos de muestreo deben ser simples, seguros y uniformes. Esto incluye otros requisitos como, formularios sencillos diseñados para registrar únicamente la información necesaria. Si el material es uniforme, el muestreo no causa problemas. En casos en que no esté disponible este tipo de material, como en el caso de plagas y enfermedades, se deben observar reglas para asegurar que el muestreo sea verdaderamente representativo.

Cuáles son los requisitos previos que deben observarse cuando se seleccionan los métodos de muestreo en reconocimientos respecto a pérdidas de cosechas.

- Variabilidad en las enfermedades y plagas, esto es, aumento de la intensidad que ocurre en fecha(s) del muestreo, por ejemplo en el estado crítico o durante cualquier tiempo de la evaluación.
- Patrón de distribución de las enfermedades y plagas en el campo.
- Grado deseado de precisión en la evaluación de una enfermedad (en términos del coeficiente de variación) y una preferencia en el cálculo de menos de 1/10 de la desviación estándar.
- El costo y tiempo involucrado en el muestreo (eficacia de los métodos de muestreo).

Por lo general, se requieren algunos reconocimientos previos para los ensayos y la verificación de un método de muestreo antes de adoptarlo. Fuera de otros aspectos, se debe verificar si el método es correcto, si permite medir la precisión y asegura la confiabilidad máxima por unidad de costo.

4. Poblaciones versus muestreo

Tenemos que tener claro que:

- Rara vez puede conocerse con exactitud la densidad, variedad ó tamaño total de las poblaciones de organismos en la naturaleza.
- Para estimar estos parámetros se recurre al muestreo.
- El valor de los datos de muestreo para estimar los verdaderos parámetros poblacionales dependerá de lo apropiado de los métodos y diseño de muestreo.
- Siendo que las decisiones MIP se basan en datos de muestreo, se necesita saber en que medida esos datos son “buenos” y que también reflejan la verdadera situación en el campo.
- Para ser capaz de saber si los datos son “buenos”, se necesita tener una comprensión del significado y los métodos computacionales de variables estadísticas (promedio de muestreo, desviación estándar, varianza, error estándar y la media).
- Quien toma las decisiones, necesita saber como usar y estimar la estadística total de la población y tomar así decisiones MIP.

Cuadro 1. Comparación de estadísticas y parámetros de población y estadísticas de muestreo bajo un sistema de muestreo al azar simple.

Estadísticas de muestreo	Estadística de Población	Parámetros de población
Media $\bar{x} = \sum x_i / n$	$\bar{X} = N(\bar{x})$	$\mu = \sum X_i / N$
Varianza $s^2 = \frac{\sum X_i^2 - (\sum X_i)^2 / n}{n - 1}$	$S^2 = \frac{N^2 s^2}{n}$	$\sigma^2 = \frac{(\sum X_i - \bar{X})^2}{N}$
Desviación Estándar $s = \sqrt{s^2}$	$S = \sqrt{S^2}$	$\sigma = \sqrt{\sigma^2}$
Error estándar $s_{\bar{x}} = \frac{s}{\sqrt{n}}$	Definido como = 0	No definido
Proporción de Error estándar a media $= \frac{s_{\bar{x}}}{\bar{x}}$	Definido como = 0	No definido

n = Número de muestras tomadas.

N = Número de muestras posibles de tamaño n en el universo de muestreo.

x_i = Conteo de organismos para cualquier muestra particular..

5. Pasos importantes en una planificación de muestreo

- Identificar interés: definir el tema de estudio sobre el cual se desea hacer inferencia.
- Establecer los objetivos: deben definirse de manera clara y concisa remitiéndose a estos conforme se vaya progresando en el diseño del muestreo.
- Determinar la población objetivo: definir las características de los elementos a ser muestreados, por ejemplo, cuando se trabaja con árboles maduros (frutales, forestales, etc.) se debe establecer los criterios que consideran un árbol como maduro.
- Seleccionar el marco muestral: es una lista de las unidades muestrales y debe coincidir lo más posible con la población objetivo. Puede ser por ejemplo, la lista de fincas de limón pécico dentro de la zona o región de interés.
- Definir el diseño del muestreo y aleatorización: el diseño debe proveer suficiente información para los objetivos del muestreo. La aleatorización dentro del diseño del muestreo disminuye el riesgo de sesgo. También se debe definir la unidad de muestreo, que puede ser un surco, unidad de tiempo, parcela, transepto, punto, etc.
- Definir variables a medir: como por ejemplo, diámetro y altura del árbol, número de especies, cantidad y/o tamaño de frutos. Las variables escogidas deben proveer información adecuada a los objetivos de la investigación.

- Definir procedimientos para las mediciones y la toma de los datos: según los objetivos, el tiempo y recursos disponibles.
- Determinar y adecuar los instrumentos de medición: deben ser adecuados para las variables a medir, de manera que disminuyan la posibilidad de error en el proceso de toma de datos y que aumenten la eficiencia de esta.
- Seleccionar y entrenar a los técnicos de campo: es necesario capacitar adecuadamente a los tomadores de datos para reducir el riesgo de cometer errores al momento de recoger los datos.
- Realizar una prueba piloto para inferir la eficiencia y confiabilidad del método seleccionado: es conveniente para determinar posibles errores de diseño y que puedan ser corregidos antes de iniciar el muestreo.
- Organizar el manejo de la base de datos: seleccionar y utilizar adecuadamente los programas computarizados cuyas salidas permiten procesar en forma clara la información. Además deben establecerse esquemas de control de calidad de los datos.
- Análisis de los datos: Interpretar los resultados según los objetivos perseguidos. Si se considera el reporte final antes de realizar el muestreo, puede tenerse más cuidado en la selección de los aspectos a medir.

6. Distribución espacial de organismos plaga

Distribución espacial de las especies

Entre los diferentes tipos de organismos que pueden llegar a alcanzar status de plaga, el tipo de distribución es un dato muy útil para el manejo de problemas fitosanitarios.

Los tipos de distribución se pueden clasificar en tres, dependiendo los lugares discretos, continuos o “unidades de habitats” en donde se encuentren los organismos. Se consideran unidades discretas o continuas de habitat o de muestreo como un criterio antropocéntrico en el cual encontramos una densidad de población determinada a un tiempo y espacio, realmente no existen unidades naturales de muestreo, lo que tratamos de hacer es tener “datos orientadores” de presencia-permanencia de plagas en sitios de interés humano, que se aproximen en mayor o menor grado a la realidad.

La distribución se puede referir a tres casos típicos:

- 1) Cuando los organismos pueden ocupar lugares discretos o unidades: larvas de una plaga que ataca los tallos.
- 2) Cuando los organismos ocupan un continuo de espacio: malezas que crecen como individuos diferenciables (ejemplo, anuales), semillas de malezas en el suelo, microartrópodos en un volumen de suelo.

- 3) Cuando no hay unidades de muestreo “naturales”, ni individuos delimitados que pueden ser contados: plantas de crecimiento vegetativo, por ejemplo pastos que se reproducen por rizomas o estolones.

Los organismos pueden tener diferentes patrones de distribución (“patterns”):

- 1) **Patrón aleatorio:** la presencia de un individuo no altera la probabilidad de que otro ocurra cerca. Cada posición en el lugar habitable tiene igual probabilidad de alojar un organismo. Esto corresponde a una distribución estadística de Poisson, donde $\mu = \sigma^2$.
- 2) **Patrón aglomerado:** la presencia de un individuo aumenta la probabilidad de que otro ocurra cerca de su posición. Estadísticamente se corresponde a una distribución binomial negativa, donde $\sigma^2 > \mu$.
- 3) **Patrón regular:** la presencia de un individuo disminuye la probabilidad de que otro ocurra cerca de su posición. Se corresponde estadísticamente a la distribución binomial, donde $\sigma^2 < \mu$.

Es importante tener claro que existen diferencias entre la distribución espacial y la distribución estadística.

Patrón de distribución o distribución espacial es la manera como se arreglan o distribuyen los organismos en el espacio, dentro de la unidad habitable.

La distribución estadística asocia valores de la variable (número de organismos por unidad habitable) con probabilidades de que estos valores ocurran.

Podemos referirnos a la distribución estadística, sin la distribución espacial, por ejemplo: peso seco de malezas en parcelas, que puede tener una distribución normal. Podemos también referirnos a ambas, patrón de distribución de distribución y distribución estadística, por ejemplo: una plaga de insectos puede tener patrón aglomerado y la varianza del número de insectos por unidad habitable (ejemplo larvas por tronco de pino) puede ser, por ejemplo, grande, y quizá su distribución estadística sea una binomial negativa.

Relación entre el patrón de distribución y la distribución estadística

Se ha observado que para los casos uno y dos este patrón este asociado con la distribución estadística de Poisson.

Cuando una especie, por ejemplo una maleza, se distribuye aleatoriamente en el espacio, entonces, la probabilidad de encontrar un cierto número de individuos dentro de un marco de muestreo tiene distribución de Poisson. Lo mismo podría referirse al número de huevos de un cierto insecto en una hoja de una planta, para un insecto que se distribuye al azar.

Por supuesto que hay malezas o insectos que se distribuyen en forma aglomerada o en parches y que no están asociados a una distribución de Poisson. Esta distribución aparece cuando los eventos ocurren independientemente.

También se observa esta distribución cuando observamos distribuciones en el tiempo. Por ejemplo, el número de animales que contraen una cierta enfermedad en un período de tiempo, si la contraen independientemente, o el número de mutaciones de una planta conservada en cierto medio de cultivo a lo largo de “x” años, podría ser Poisson.

Las variables de Poisson están asociadas a lo que llamaremos eventos raros. En efecto, para que una variable sea Poisson, es necesario que su media sea pequeña en relación con el máximo número posible de casos dentro de una unidad de muestreo. Esto nos llevaría a considerar marcos que no fueran muy pequeños, lo cual haría que la presencia de una maleza en un marco, no alterara la probabilidad de que otra estuviera presente, manteniendo así la independencia de los eventos.

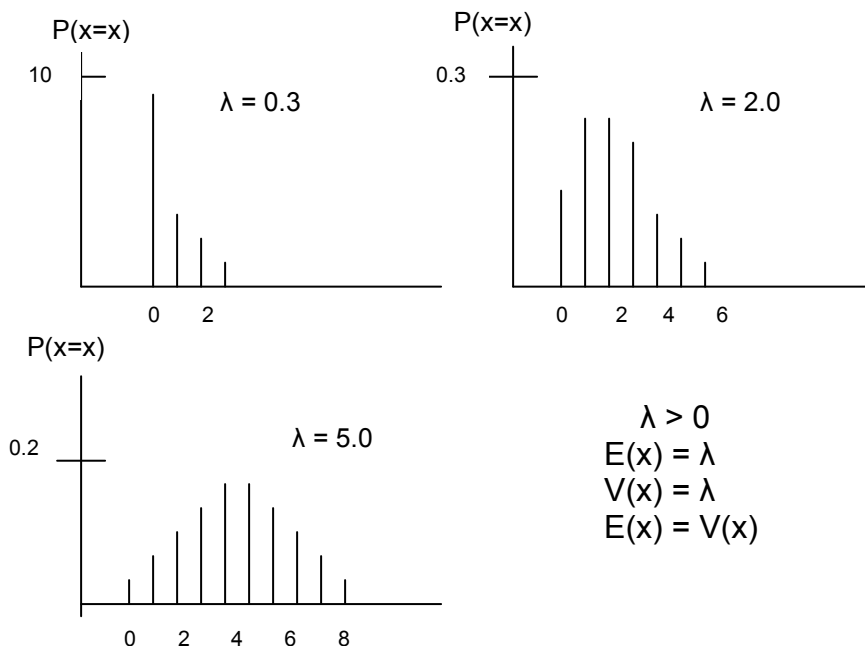
La función de probabilidad de una variable x con distribución de Poisson es:

$$P(x = x) = \frac{\lambda^x e^{-\lambda}}{x!} \quad ; \quad x = 0, 1, 2, 3, \dots, \infty \quad \text{y} \quad \lambda \text{ es un parámetro desconocido } \geq 0$$

La variable puede tomar infinitos valores; pero la suma de las probabilidades sigue siendo uno.

Fig. 1. Una variable x con distribución de Poisson con parámetro λ se denotará escribiendo:

$x \sim p(\lambda)$.



Cuadro 2. Ejemplo: la densidad promedio (número de gusanos / hoja) del gusano verde del trébol, en un campo es de 0.4, se muestrean 1569 hojas y se cuentan los insectos de cada hoja:

x	# de hojas	% de hojas
0	1051	67.0
1	420	26.8
2	85	5.4
3	11	0.7
4	2	0.1
total	1569	100.0

Esta distribución de frecuencias se ajusta a la distribución Poisson, con $\lambda = 0.4$

$$P(x = x) = (0.4)^x e^{-0.4} / x!$$

Para $x = 0, 1, 2, \dots, \infty$

Cuadro 3. Supongamos que la densidad promedio cambia a 5, obtendríamos una frecuencia así:

x	# de hojas	% de hojas
0	31	2.0
1	65	4.1
2	145	9.2
3	245	15.6
4	256	16.3
5	250	15.9
6	243	15.5
7	145	9.2
8	93	5.9
9	43	2.9
10	32	2.0
11	21	1.3
Total	1569	100.0

En la distribución Poisson:

- 1) la presencia de un individuo en un área de su superficie o en un volumen de suelo no afecta la de otro en una porción contigua,
- 2) la probabilidad de encontrar un individuo en una pequeña superficie o pequeño volumen es proporcional a esa superficie o volumen.

Patrón de distribución regular

Se da muchas veces asociado a la distribución binomial. La distribución binomial corresponde al número de veces que ocurre un determinado evento cuando repetimos n veces un experimento en forma independiente.

Ejemplo: Supongamos que lanzamos n veces un marco y observamos si hay presencia (P) o ausencia (A) de malezas de hoja ancha:

P P A A A P P P A A A

Llamemos x al número de marcos en los que se observa P, es decir, presencia de malezas de hoja ancha.

Si la probabilidad del evento P es p , entonces:

$$f(0) = \text{Prob}(x=0) = P(\text{en ningún marco se observa P}) = (1 - p)^n$$

$$f(1) = \text{Prob}(x=1) = P(\text{solamente un marco con P}) = np(1 - p)^{n-1}$$

En general la fórmula es:

$$f(x) = P(x = x) = \binom{n}{x} p^x (1 - p)^{n-x}$$

$$\text{dónde: } \binom{n}{x} = \frac{n!}{x! (n-x)!}$$

$$x = 0, 1, 2, \dots, n \quad E(x) = np; V(x) = np(1 - p); V(x) < E(x)$$

n es el número de individuos observados y p es la probabilidad de que el individuo pertenezca a la categoría de interés.

Esta es la función de probabilidad de la distribución binomial $B(n,p)$. Se dice que la variable x tiene distribución $B(n,p)$ y se denota por $x \sim B(n,p)$.

La distribución binomial está relacionada al muestreo con reemplazamiento, puesto que en él se verifica la independencia entre lo que ocurre entre los elementos observados.

Ejemplo 1: supongamos que se repite 10 veces el siguiente procedimiento: se saca una bola de una urna que contiene tres bolas rojas y seis blancas, observo el color y la vuelvo a la urna.

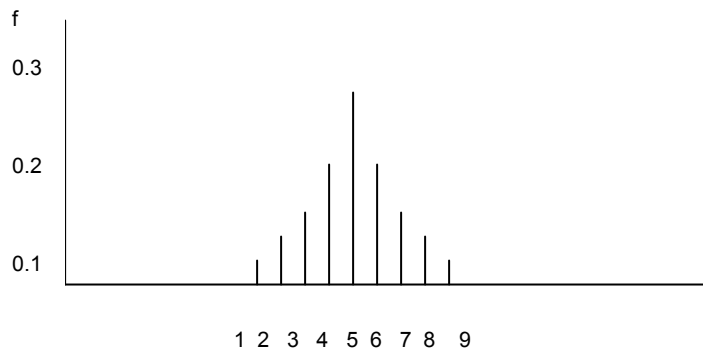
En este caso el número de bolas rojas que observo tiene distribución $B(10, 1/3)$. Cuando el tamaño de una de una población N es bastante más grande que el de la muestra, con un muestreo sin reposición puede tratarse como si fuera con reposición, empleando la distribución binomial. Para ello exigiremos que $N > 10n$.

Ejemplo 2: Si observamos 5% de las fincas de una cuenca y definimos:

x = número de fincas que adoptaron cierta tecnología en la muestra observada, entonces x podría considerarse binomial. Esto pues $n / N = 0.05$, o sea $N = 20n$.

A veces repetimos un experimento y contamos el número de casos en que ocurrió cierto evento. Por ejemplo, colocamos yemas de cierta planta en cultivo de tejidos y observamos si sobreviven o no, y x = número de sobrevivientes, sería binomial. Si colocamos n yemas en tubos con cierto medio de cultivo, entonces $x \sim B(n, p)$ donde p es la probabilidad de que una yema sobreviva.

Fig. 2. La función de probabilidad $f(x) = P(x = x)$ de una $B(n, p)$ con $n = 10$ y $p = \frac{1}{2}$ tiene la siguiente forma:



La distribución no siempre será simétrica, si graficamos la distribución acumulada nos daría el equivalente al histograma porcentual y del histograma porcentual acumulado, con el último escalón de valor 1.

Cuadro 4. Ejemplo: en una plantación de café hay 10% de árboles atacados con roya. Se muestrean 2000 parcelas de 20 árboles y se cuentan cuantos árboles hay atacados. Si la distribución es binomial, $p = 0.10$ y $n = 20$:

# de árboles atacados	# de parcelas	% de parcelas
0	243	12.16
1	540	27.01
2	570	28.52
3	380	19.01
4	180	8.98
5	64	3.19
6	18	0.89
7	4	0.20
8	1	0.03
9 ó más	0	0.00
Total		100.00

$$P(x = x) = \binom{20}{x} (0.10)^x (0.90)^{20-x}$$

Dónde $x = 0, 1, 2, \dots, 20$

La distribución binomial puede darse sin estar asociada a ningún patrón de distribución espacial, como por ejemplos:

1. Se tira un marco en n puntos aleatorios en un campo, y se registra si aparece o no aparece una especie de maleza, con frecuencia x / n , donde $x =$ número de marcos donde aparece la especie.

Podemos suponer que x tiene la distribución binomial con parámetros n y p . La estimación de p es x / n .

2. La probabilidad de que un inóculo de *Phytophthora* ataque a una plantación de tomate es 0.4. Si observamos n plantas, la probabilidad de obtener x plantas atacadas es:

$$P(x = x) = \binom{n}{x} (0.4)^x (0.6)^{n-x}$$

La probabilidad de obtener una planta atacada en tres es:

$$P(x = 1) = \binom{3}{1} (0.4)^1 (0.6)^{3-1} = 0.432$$

La probabilidad de obtener una ó más plantas atacadas es:

$$P(x \geq 1) = 1 - p(x = 0) = 1 - \binom{3}{0} (0.4)^0 (0.6)^3 = 1 - 0.216 = 0.784$$

En la distribución binomial:

1. El suceso (infestación, ocurrencia de una especie) es independiente de un individuo a otro (árbol, marco, planta).
2. Cada suceso tiene dos posibles resultados (infestación o no, ocurrencia de la especie o no).
3. La probabilidad de un suceso es constante.

Patrón de distribución aglomerado

El patrón aglomerado muchas veces está asociado con la distribución binomial negativa:

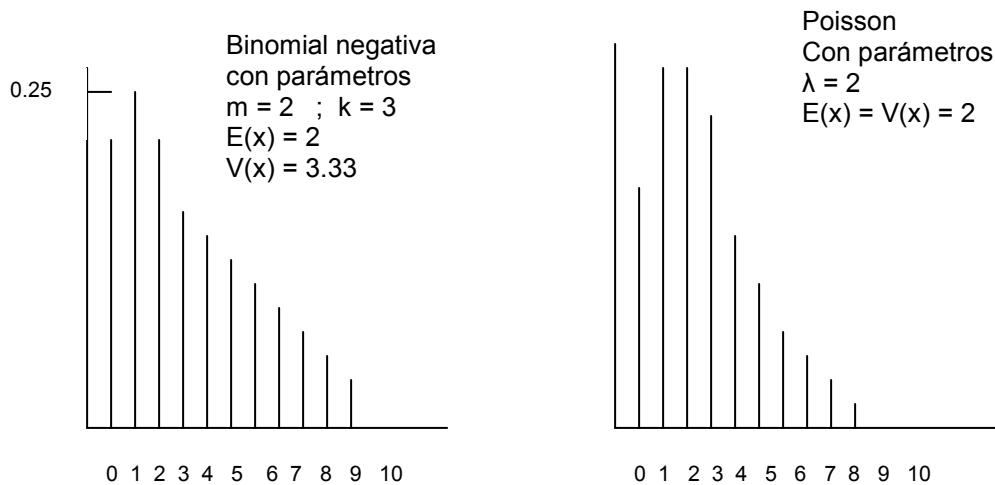
$$P(x = x) = k^k \frac{(k + x - 1)!}{x! (k - 1)!} \frac{m^x}{(m + k)^{k+x}}$$

Dónde $x = 0, 1, 2, \dots, \infty$ y m es el promedio de la distribución, $m > 0$ y k es un parámetro que mide la agregación:

Cuanto mayor k , menor es la agregación ($k > 0$) o “contagio”.
 Si k es grande, la distribución binomial negativa tiende a Poisson;
 Si k tiende a cero, entonces la distribución binomial negativa tiende a una distribución logarítmica.

$$E(x) = m \quad \text{y} \quad V(x) = m + \frac{m^2}{K}; \quad \text{o sea que } V(x) > E(x)$$

Fig.3. Comparación entre las distribuciones binomial negativa y Poisson, asociadas a la distribución en conglomerados.



Ejemplos: número de chinches en hojas, barrenadores en tallos, garrapatas en caballos, bacterias por campo microscópico, gusanos de alambre por volumen de suelo, masas de huevos por metros lineales de rama, etc.

La distribución binomial negativa puede ocurrir de otras maneras según los siguientes ejemplos:

1. La hembra de un insecto pone conglomerados de huevos que tienen un patrón aleatorio en los tallos de pino. La variable número de conglomerados por tallo tiene una distribución Poisson. Luego los conglomerados de huevos dan origen a larvas de insectos y el número de larvas por conglomerado tiene una distribución logarítmica.

El número de larvas por tallo es Poisson + Logarítmica ~ Binomial negativa.

2. Los organismos no están aglomerados, pero las unidades disponibles son diferentes: algunas son más favorables que otras y la densidad de organismos por unidad varía con la unidad.

Poisson + Pearson tipo III ~ Binomial negativa, ejemplo: insectos que prefieren frutos maduros.

3. Las unidades muestreadas son de dos tipos: habitables o inhabitables por razones desconocidas.

Casos en que los organismos ocupan un continuo de espacio

Es el caso de plantas creciendo en terreno homogéneo, que son pequeñas en relación al espacio, son parecidas en tamaño, y se reproducen por semilla (no vegetativamente), de forma que los individuos son diferenciables.

Cuando la distribución se basa en variables continuas tanto el patrón de distribución, como la distribución estadística son similares al análisis sobre variables discretas, excepto que la unidad de muestreo no es natural y es definida por el investigador.

No hay unidades de muestreo naturales; las unidades de muestreo son definidas por el investigador: marco de 50 x 50 cm, parcela de 0.5 ha, volumen de suelo de 1000cm³.

Ejemplos: número de árboles con DAP de 10-40 cm, en un área de bosque natural dividido en cuadrículas, número de bacterias en un campo microscópico definido por el observador, número de gusanos de alambre en un volumen de suelo ó número de semillas de malezas por volumen de suelo según la técnica empleada, número de masas de huevos por metro de rama.

Relación entre las distribuciones binomial y poisson

Uno de los casos más conocidos en que la distribución de Poisson ocurre es cuando contamos el número de veces que ocurre un evento raro (o poco probable) en una muestra. Por ejemplo:

x = número de personas alérgicas a penicilina en una muestra de 1000

x = número de semillas de especie B que se encuentran mezcladas en un paquete de especie A.

Estas variables son binomiales $B(n, p)$ con n grande y con p muy pequeño. Su distribución es muy parecida a una Poisson con parámetro $\alpha = np$.

Si en una $B(n, p)$ tenemos que:

- 1) $n \geq 50$
- 2) $np < 5$,

Entonces esta variable puede ser muy muy bien aproximada por una Poisson con parámetro $m = np$.

Ejercicio:

Una maleza que se distribuye aleatoriamente tiene una densidad de 2 por metro cuadrado. Cuál será la probabilidad de encontrar más de dos malezas en un marco de 1/2m²?

$$P(\text{más de } 2) = 1 - P(\text{menos de } 2 \text{ ó } 2) = 1 - P(0) - P(1) - P(2) \\ = 1 - (e^{-1} 1^0 / 0!) - (e^{-1} 1^1 / 1!) - (e^{-1} 1^2 / 2!) = 1 - 2.5 / e = 1 - (2.5 / 2.718) = 0.09$$

Aquí m es la densidad por marco $2 (1/2) = 1$.

La distribución normal

La distribución normal se refiere al comportamiento de variables continuas. Se da frecuentemente en la naturaleza por razones teóricas que trataremos de explicar a continuación. Existe un teorema de la teoría de probabilidades que demuestra que las sumas o promedios de variables igualmente distribuidas:

$S_n = X_1 + X_2 + \dots + X_n$, ó $P_n = S_n / n$, convergen a la distribución normal cuando n crece.

Esta propiedad se conoce como teorema del límite central y justifica la aparición de muchas distribuciones de tipo normal en la biología, pues muchas de las variables que observamos son en realidad sumas de muchas variables.

Por ejemplo, el peso de un animal es suma de los pesos de las células que componen su cuerpo. En la práctica, si pesamos un grupo de animales y hacemos un histograma, veremos que ésta se aproxima a una campana indicando que el peso es una variable con distribución normal.

Variables como alturas, peso de cosechas, diámetros, peso de animales, área foliar, producción de leche, etc., siguen usualmente la distribución normal. La distribución normal corresponde a una variable continua que puede tomar cualquier valor entre $-\infty$ y $+\infty$ en el eje real. Como es continua, la probabilidad de que un animal pese exactamente 423.08kg es cero. No tiene sentido en este caso hablar de la función de probabilidad, como en el caso discreto, pues sus valores son todos ceros.

En cambio, para las variables continuas debemos hablar de funciones de densidad. Una función de densidad es una función positiva que entre ella y el eje de abscisas deja un área unitaria.

Es decir:

$$a) f(x) \geq 0$$

$$b) \int_{-\infty}^{+\infty} f(x) dx = 1 \quad (\text{área} = 1)$$

Las áreas debajo de la curva de densidad entre dos abscisas determinadas a y b dan la probabilidad de que la correspondiente variable tome valores en ese intervalo.

Su función de densidad es:

$f(x) = (1 / \sigma \sqrt{2\pi}) e^{-1/2\sigma^2 (x - \mu)^2}$, que tiene forma de campana y cumple las dos propiedades básicas de una densidad:

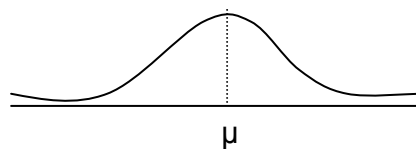


Fig.4. Las probabilidades son áreas debajo de la curva y se calculan por medio de integrales.

Tipos de distribución espacial

- Distribución al azar ó fortuita
Es el tipo de arreglo más simple; las hipótesis ecológicas requeridas para aceptar que los individuos se hallan distribuidos al azar son: Que la presencia de un individuo en un cierto punto no afecta la ubicación de otro individuo. Esta distribución casi no ocurre en condiciones naturales, porque supone que todo el espacio reúne condiciones de habitabilidad y que los individuos de una población no interactúan ó son indiferentes a la presencia de otro.

- Distribución uniforme ó regular
Es un tipo de arreglo condicionado a que se cumpla la primera hipótesis de la distribución al azar, pero no la segunda. Es decir que aún cuando todo el espacio sea igualmente habitable, los individuos interactúan compitiendo por un recurso del medio como es el espacio ó el alimento, que obliga a que cada individuo ocupe un territorio más o menos constante. Esta situación en la naturaleza es más común de lo que se cree, especialmente en ecosistemas de monocultivo y por cortos períodos de tiempo.

- Distribución agregada, agrupada ó amontonada
Está condicionada a que no se cumpla ninguna de las hipótesis de la disposición al azar. Si no se cumple la primera se estará frente a un hábitat no uniforme que puede presentar condiciones óptimas medias ó nulas de habitabilidad, que determina una diferente acumulación de los individuos. Aún cuando la heterogeneidad del medio no sea muy grande, puede fallar la segunda hipótesis y producirse una interacción positiva entre los individuos que define un fenómeno de agregación como es el caso de agrupaciones con fines reproductivos, de alimentación, hibernación, estivación, hábitos de postura, hábitos sociales, etc.

Este tipo de distribución es la más frecuente en la naturaleza especialmente en grandes áreas de vegetación natural ó donde hay gran variabilidad en los tipos de plantas y sus estados de desarrollo.

Cuadro 5. Patrones de dispersión de los organismos.

TIPO DE DISTRIBUCION	\bar{x}, S^2	CD	K
Al Azar, Fortuita	$\bar{x} = S^2$	CD = 1	K > 8
Uniforme, Regular	$\bar{x} > S^2$	CD < 1	K < 0
Agregada, Agrupada, Amontonada	$\bar{x} < S^2$	CD > 1	0 < K < 8

$$\text{Media } \bar{X} = \frac{\sum_{i=1}^n X_i}{n} \quad \text{Varianza } S^2 = \frac{\sum_{i=1}^n (X_i - \bar{X})^2}{n-1}$$

$$\text{Coeficiente de dispersión} = CD = \frac{S^2}{\bar{X}}$$

$$\text{Parámetro de dispersión} = K = \frac{\bar{X}^2}{S^2 - \bar{X}}$$

Determinación del tipo de distribución en insectos

Ejemplo:

Determinar la distribución de las larvas del cogollero del maíz (*Spodoptera frugiperda*).

Cuadro 6. Número de larvas/planta (la planta es la unidad de muestreo)

Muestra	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
Larvas	0	0	1	5	0	0	3	0	2	0	6	0	1	1	0	2	0	0	4	5

$$\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^n x_i}{N} = \frac{0 + 0 + 1 + 5 + \dots + 4 + 5}{20} = 1.5$$

Varianza = S^2

$$S^2 = \frac{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}{n-1} = \frac{(0 - 1.5)^2 + (0 - 1.5)^2 + (1 - 1.5)^2 + \dots + (5 - 1.5)^2}{20 - 1} = 4.052$$

$$\text{Coeficiente de dispersión} = CD = \frac{S^2}{\bar{X}} = \frac{4.052}{1.5} = 2.70$$

$$\text{Parámetro de dispersión} = K = \frac{\bar{x}^2}{S^2 - \bar{x}} = \frac{(1.5)^2}{4.052 - 1.5} = 0.88$$

CONCLUSION.

Como: $CD > 1$; $\bar{X} < S^2$; $0 < K < 8$.

Se llega a la conclusión que la distribución de los insectos en estudio es agrupada (agregada ó amontonada).

7. Tipos de muestreo

El contaje total de los individuos que integran una población es casi imposible de realizar en la práctica debido a limitaciones de tiempo, personal, accesibilidad, riesgos de destrucción del hábitat y falta de recursos económicos. Por lo tanto en la mayoría de casos se tiene que recurrir al muestreo para estimar la población.

Referente al tipo de muestreo, en la práctica se reconocen tres métodos:

- Muestreo al azar simple ó irrestricto ó aleatorio simple

Es aquel que permite seleccionar unidades dentro de N posibles, teniendo cada una las mismas probabilidades de ser elegida.

En este tipo de muestras, cada posible unidad "x" de la población "N" tiene igual probabilidad (Pi) de ser seleccionada en la muestra.

$$\sum_i^N p_i = 1; p_1 = p_2 = \dots = p_i = 1 / N$$

En este método la selección se hace por sorteo, asegurando que se cumpla la condición anterior. En poblaciones finitas, generalmente se tiene un listado del universo (marco muestral) y a cada unidad del mismo se asigna un número ordinal; con una tabla de números aleatorios se puede seleccionar los elementos de la muestra. Una población finita puede ser también una parcela experimental (de plantas ó animales) en la cual se puede efectuar una selección aleatoria, por entidad ó por posición. Por entidad si cada elemento es enumerable ó por posición, en cuyo caso se puede hacer la selección de los puntos de muestreo según las dimensiones de la parcela ó campo agrícola.

Importancia de la aleatorización

Cuando se va a determinar la muestra para inferir la información que se requiere de una población es importante en muchos casos hacer una aleatorización para que todos los elementos de la población tengan la misma posibilidad de ser muestreados y no tener riesgo de error por sesgo.

Un ejemplo de aleatorización es cuando enumeramos los elementos de la población en orden ascendente, desde 1 hasta "N". En seguida se obtiene un número aleatorio de la calculadora (entre 0 y 9) y se multiplica por el valor de "N" el valor obtenido aproximado al número entero más cercano nos indica el elemento de la población que será parte de la muestra. Este proceso se repite hasta completar el tamaño de la muestra deseado "n". En el caso que se obtengan de esta multiplicación números para los cuáles no hay un elemento correspondiente en la población (aquí por ejemplo puede salir el número cero aunque la población solamente tiene elementos desde 1 a "N", simplemente ignoramos este número y continuamos el proceso de aleatorización.

La Ubicación de las muestras se selecciona con números al azar extraídos de una tabla o mediante un programa de computación. Varios métodos frecuentemente usados por comodidad no son realmente aleatorios y deben evitarse por ejemplo, arrojar un cuadrado hacia cualquier dirección luego de dar vueltas sobre si mismo).

- Muestreo al azar estratificado

Es aquel en que el hábitat o campo se divide en estratos debido a la presencia que tienen los individuos por un hábitat especial. En cada estrato se toman unidades al azar de tal forma que la muestra total está constituida por elementos de cada estrato.

Ejemplo:

- a) Dividir la planta en tercios para evaluar áfidos.
- b) Dividir un árbol en cuadrantes para evaluar queresas.

El muestreo al azar estratificado, tiene ciertas variantes que dependen de una serie de factores; algunos ejemplos de estas variantes son:

- Con fracciones uniformes de muestreo.
- Estratificación múltiple.
- Estratificación de una fracción variable de la muestra.
- Muestreo dentro de estratos con probabilidades.

El Muestreo al azar estratificado es preferible al muestreo al azar simple cuando el ambiente a muestrear es heterogéneo y la probabilidad de encontrar a los organismos es diferente en diferentes porciones del hábitat. Para aumentar la precisión de las estimaciones y disminuir los costos, se subdivide el hábitat en *estratos* para que la muestra esté constituida por elementos de cada uno de ellos; esto mejora la representatividad y precisión en comparación a un muestreo aleatorio simple. Un estrato es una porción de terreno (o subconjunto) de características homogéneas. Los estratos no se eligen al azar. Si la selección de unidades muestrales en cada estrato es por muestreo aleatorio simple, entonces el procedimiento se denomina muestreo aleatorio estratificado. La elección sobre que aspecto usar para estratificar se basa en el sentido común y en una apreciación de los factores que pueden afectar la magnitud de la variable que se estudia. Si se muestrean insectos plaga forestales, el diámetro del tronco probablemente sea un factor relevante para estratificar el muestreo. En general, se subdivide al área de estudio de forma tal que se minimiza la varianza de la densidad de individuos dentro del estrato, y por lo tanto se maximizan las diferencias entre estratos. Generalmente es suficiente usar entre 3 y 6 estratos.

Si el tamaño de la muestra en cada estrato (n_h) es proporcional al tamaño de cada estrato N_h , el muestreo se llama estratificado con asignación proporcional. En este caso, las medias del muestreo aleatorio estratificado y del muestreo aleatorio simple son iguales. Las formulas de cálculo de medias y varianzas se pueden hallar en Rabinovich (1980) y Cochran (1963).

- Muestreo Sistemático

El muestreo sistemático, como su palabra lo dice se realiza con un patrón sistemático, por ejemplo: la selección de cada elemento de orden 10, en un listado de la población ó universo; los elementos muestreados serían los de orden X_{10} , X_{20} , X_{30} ,.....

Otro ejemplo puede ser, la selección de uno en cada intervalo de cinco surcos en una parcela de cultivo; luego en cada surco seleccionado se muestrearía cada planta de orden 10 (este ejemplo supone un muestreo en dos etapas: primero surcos y luego plantas dentro de surcos).

El método de muestreo sistemático presenta ciertas ventajas en cuanto a sencillez y rapidez. Particularmente en situaciones donde se tienen que hacer estimaciones rápidas por personal no necesariamente técnico; como el “plagueo” en un programa de manejo integrado.

Se le pueden introducir variaciones de selección aleatoria al muestreo sistemático, con lo cual se cumplirían ciertas condiciones de teoría de probabilidad. Por ejemplo, si el punto de partida se selecciona al azar, se seleccionará un surco en cada intervalo $K=10$, en una plantación ó campo agrícola. Al punto de partida ó primer surco seleccionado se le puede asignar un número al azar escogido entre 1 y 10 inclusive.

Digamos que por sorteo sale 6, entonces el orden de selección será X_6 , X_{16} , X_{26} , y así también se puede hacer para la selección de plantas entre surcos.

Si en una población “N” se va a tomar una muestra de “n” unidades, entonces se puede determinar el intervalo de selección “K” de tal manera que: $N = Kn$, tomando “K” como el número entero más próximo que se obtenga del cálculo en la anterior relación.

Si se trata de efectuar un muestreo sistemático en plantaciones más o menos regulares y donde son reconocibles las posiciones de las plantas según los surcos y con distanciamientos uniformes entre planta, se puede implementar el muestreo sistemático por el método de cuadrícula.

Utilizaremos como ejemplo un cultivo de cítricos de 10 hectáreas en un terreno rectangular con una población total de 3,000 plantas, con distanciamientos de siembra más o menos uniformes: entre surcos 2 metros y entre planta 1.65 metros.

Supongamos que la unidad de muestreo es una planta de cítrico y el tamaño de la muestra 100 plantas. Guardando cierta proporción con las dimensiones del terreno cultivado (400m. X 248m.) podemos figurar que las 100 plantas a muestrear se pudieran elegir de 10 surcos y de 10 plantas por cada surco seleccionado ($10 \times 10 = 100$ plantas).

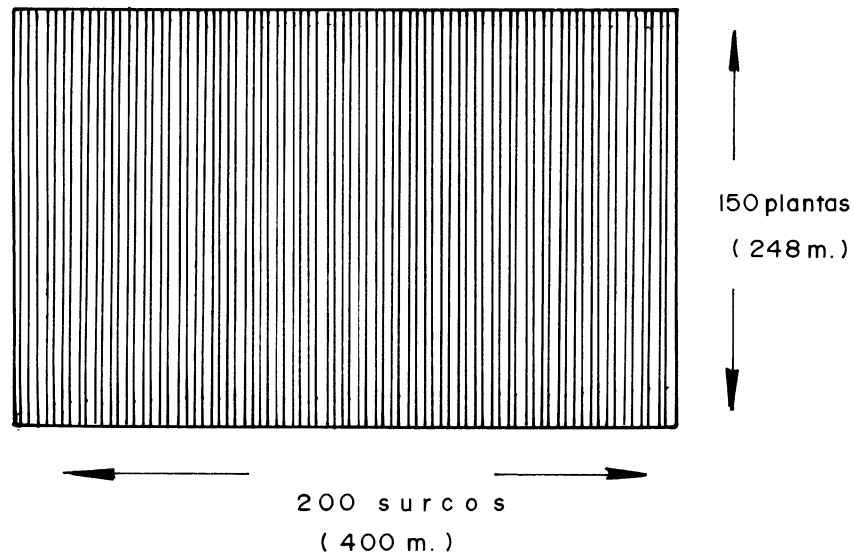


Fig. 5. Representación esquemática de una plantación de cítricos mostrando la orientación de los surcos

Con lo anterior se pueden definir los intervalos de relación para surcos “ K_s ” y para plantas “ K_p ”, con las relaciones: $10 K_s = 200$ surcos; $10 K_p = 150$ plantas: De tal manera se determina que $K_s = 20$ y $K_p = 15$.

Si los puntos iniciales salen por sorteo: $S_1 = 3$ y $P_1 = 2$, se tendrá:

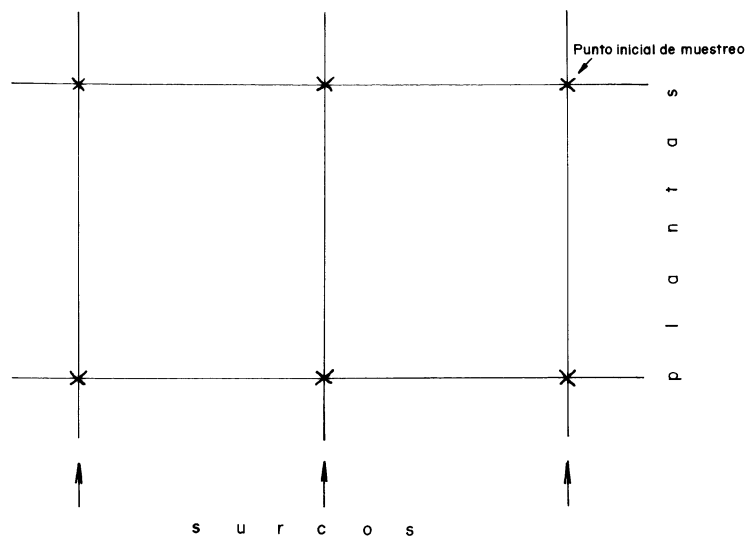


Fig. 6. Representación esquemática que muestra el punto inicial de muestreo

Por la posición de los puntos de muestreo, que puede observarse en el ejemplo anterior, se tiene la intención de que este método logra una cobertura ó representación uniforme del universo que se está muestreando. En términos generales puede decirse que efectivamente puede obtenerse una mayor precisión en comparación con el muestreo aleatorio simple (muestreo al azar simple ó irrestricto), siempre que la variable que se esté estudiando tenga una distribución también aleatoria y uniforme en todo el campo ó universo, en este caso la precisión medida a través de la varianza de la media es:

$$Ssy^2 = \frac{N-n}{nN} \frac{\sum (Y_i - \bar{Y}_s)^2}{n-1}$$

Donde \bar{Y}_s , es la media de muestreo sistemático.

Un muestreo sistemático es cuando la muestra se toma de acuerdo a un criterio preestablecido sea en el espacio ó el tiempo. Por lo general la elección de la primera unidad determina la posición de las demás. Por ejemplo cuando se estableció que para evaluar poblaciones de larvas de mosca minadora en papa se debe tomar una de cada 10 plantas seleccionando la tercera hoja del tercio inferior.

Otro ejemplo, es el muestreo de mosca blanca *Bemisia tabaci* en tomate: para efectuar este tipo de muestreo se debe elegir un punto arbitrario y, a partir de ahí, inspeccionar una planta cada cierta distancia (en metros ó pasos), hasta completar 30 plantas. Es importante cubrir toda la parcela ó campo con el muestreo. Es importante tener claro que la estructura a muestrear es la "hoja clave". Para ubicar dicha hoja, se debe buscar la inflorescencia más alta que tenga al menos una flor abierta ó a punto de abrirse. La "hoja clave" es la que está colocada inmediatamente debajo de dicha inflorescencia (ver figura 7).



Fig. 7. Hoja clave a muestrear en una planta de tomate

A menudo los objetivos del muestreo no siempre requieren de una estricta randomización como se verá más adelante, dando lugar a una especie de muestreo “selectivo” ó “dirigido” como ocurre al recolectarse larvas para determinar el porcentaje de parasitismo, por moscas Tachinidae, avispa Braconidae, Ichneumonidae, etc.

El muestreo sistemático y las diferencias principales con el muestreo aleatorio

- La selección se hace según un patrón predefinido (cada “K” números de elementos).
- Cada elemento de la población no tiene la misma probabilidad de selección.
- Después de haber seleccionado un elemento en forma aleatoria los ($n - 1$) otros elementos son seleccionados en forma automática.
- Hay menos grados de libertad (observaciones independientes).
- El tamaño de la muestra es una variable aleatoria porque no puede determinarse antes de haber establecido los intervalos ($1/k$). No puede determinarse exactamente antes de la selección.

Cuadro 7. Algunas ventajas y desventajas del muestreo sistemático

VENTAJAS	DESVENTAJAS
1. Es fácil de aplicar por esta razón, esta menos expuesto a los errores de selección que cometen los investigadores de campo. <ul style="list-style-type: none"> • Fácil de explicar a las cuadrillas de campo. • Fácil de supervisar la selección de puntos de muestreo (siempre reproducible). • Fácil de controlar la toma de los datos y la relocalización de puntos. 	1. No hay estimadores insesgados de la varianza debido a que se aleatoriza un único elemento (una sola observación independiente).
2. En la mayoría de las condiciones el muestreo sistemático produce estimaciones más precisas que el muestreo aleatorio.	2. Hay que suponer que la población de interés está distribuida de cierta forma para que se puedan aplicar fórmulas estadísticas para estimar en forma insesgada la varianza, sin embargo el uso de estas fórmulas proporciona una estimación conservadora.
3. Proporciona mayor información que la brindada por el muestreo aleatorio simple por unidad de costo.	3. Si la población contiene una variación periódica y si el intervalo entre unidades sucesivas en la muestra sistemática ocurre que coincide con la longitud del intervalo (o un múltiplo de ella podemos obtener una muestra altamente perjudiciada

En los tipos de muestreo, los tres anteriores (muestreo al azar simple, Muestreo al azar estratificado y muestreo sistemático) son los más utilizados en los campos agrícolas; pero también existen otros, como los siguientes:

- Muestreo secuencial.
- Muestreo de etapas múltiples.
- Muestreo por conglomerado ("*clusters*").
- Muestreo de fases múltiples.
- Muestreo con probabilidades proporcionales al tamaño de la unidad.
- Muestreo equilibrado.
- Muestreo de una línea.
- Muestreo en ocasiones sucesivas.

En la actualidad existe en la literatura especializada varios ejemplos de programas secuenciales para plagas importantes de cultivos. **El muestreo secuencial** se basa en que el número de unidades de muestreo no son fijas sino variables. Se toman muestras hasta que los resultados indican que la población se encuentra por encima ó por debajo de un límite prefijado que será el umbral de tratamientos ó acción.

Los datos obtenidos se pueden interpretar con la ayuda de gráficos. La ventaja del muestreo secuencial es el ahorro de tiempo en los casos en los cuáles la población es muy alta ó muy baja. Sin embargo en los casos en los que la población se encuentre cerca del umbral de tratamientos ó acción, será necesarias más muestras. Muchos programas de manejo de plagas, sólo requieren de la determinación de la densidad de la población de las plagas y sus enemigos naturales en categorías o clases.

En la práctica, es común que la evaluación para estimar la densidad de las poblaciones, se haga mediante la elección de un número fijo de muestras finalmente promediar los datos y clasificar las poblaciones en dos ó tres categorías como ligera, media y alta. Si esta fuese la finalidad, se está frente a un desperdicio de tiempo y esfuerzo innecesario que puede evitarse con lo que se ha denominado el muestreo secuencial, cuya característica es que no tiene un número fijo de muestras.

El concepto del muestreo secuencial según Ruesink y Kogan (1975), es el siguiente: suponiendo que se debe decidir si la densidad de la población está por encima ó por debajo del nivel crítico de 60 larvas por m^2 . Si los primeros promedios de unas pocas muestras dan 30 ó menos larvas por m^2 , no será necesario tomar más muestras para concluir que la densidad es menor de 60.

Inversamente si el promedio es de 150 ó más, se puede concluir con confianza que la densidad es mayor que 60. Pero si las primeras muestras promedian cerca de 60, será necesario continuar muestreando para poder tomar una decisión segura.

Si bien en teoría, el método parece ser muy simple, en la práctica, esto supone conocer perfectamente la distribución espacial de la población, debido a que se puede tomar decisiones sin haber realizado el recorrido total de un campo.

Muestreo de etapas múltiples: también llamado **submuestreo**, en este procedimiento se muestrea a varios niveles de clasificación de una población. Por ejemplo, para muestrear un insecto plaga en un bosque primero se seleccionan al azar las unidades

de muestreo primarias (por ej., áreas geográficas diferentes dentro del bosque), luego se selecciona al azar una muestra de los árboles que componen la unidad primaria, luego se selecciona al azar una muestra de las ramas, luego se selecciona al azar una muestra de las hojas, y en éstas se cuentan todos los insectos posados sobre ellas. Los costos y la precisión del muestreo en múltiples etapas tienden a ser intermedias entre el muestreo aleatorio simple y el muestreo por conglomerados, pero muy a menudo es superior a ambos.

Muestreo por conglomerados (“clusters”): en este modelo cada unidad muestral tomada al azar es en realidad un grupo (o “cluster”) de ítems en lugar de un único ítem. Este modelo permite disminuir costos, dado que es menos costoso muestrear varios ítems próximos entre sí que si estos ítems se hallan distantes entre sí. Por ejemplo, si se quiere muestrear aleatoriamente una especie de planta en un bosque que ocupa 30 x 50 km utilizando cuadrados muestrales de 10 x 10 m, lo más probable es que arribar a cada sitio de muestreo para tomar sólo una muestra demande gran cantidad de tiempo e incremente los costos.

La principal desventaja del muestreo por conglomerados es que las unidades dentro de cada conglomerado frecuentemente no son independientes entre sí; es decir muy probable que sean más similares entre sí que aquellas que se hallan alejadas. En general, es esperable que el muestreo por conglomerados sea más preciso que un muestreo aleatorio simple para un cierto costo de muestreo.

8. Tamaño y número de muestras a tomar

En lo referente al tamaño y número de unidades de muestreo debe tenerse presente los siguientes puntos:

- Se debe tomar el mayor número posible de muestras para un mejor estimado de la población, debiéndose determinar el número mínimo necesario.
- El tamaño óptimo de la unidad de muestreo varía con las diferentes plagas, sin embargo como regla general para bajas densidades de población, se recomienda tomar muchas muestras pequeñas.
- Antes de establecer una metodología de muestreo se debe consultar con un especialista en estadística.

Strickland, refiere que el tamaño y número de unidades, realizadas con eficiencia estadística, contribuye a una mayor precisión, pero el óptimo es aquel en el cual el costo del trabajo es minimizado en relación con la precisión deseada, en otras palabras, se debe buscar la mayor precisión al menor costo posible.

Finney, indica que los mecanismos de muestreo están siempre sujetos a ciertos errores cuya magnitud determina la precisión de la evaluación. Sin embargo teóricamente se puede alcanzar un 100% de precisión pero a un alto costo. Esto debe hacer meditar sobre la conveniencia de observar 100 muestras con un 2% de error ó sólo 20 con un 5% de error.

La determinación precisa del tamaño de la unidad de muestreo, debe ser efectuada con cierta arbitrariedad por el evaluador, pero depende de varios factores como la distribución espacial, la densidad de la población, la naturaleza de la planta, hábitos del insecto, etc. Experimentalmente se ha demostrado que unidades pequeñas, cuidadosamente estratificadas, son las más eficientes. De tal forma que todas las unidades del universo tengan igual probabilidad de selección y ser más ó menos constantes y si existiesen cambios, éstos deben ser fácilmente detectados.

El número de unidades depende fundamentalmente del grado de precisión deseado, que a su vez está en relación directa con la finalidad del muestreo. Como regla general, cuando las poblaciones son abundantes y uniformemente distribuidas, se requiere de un menor número de unidades que cuando son agregadas y a baja densidad. Sooksai y Tugwell (1978), establecieron que el número de muestras requeridas para estimar la densidad de los daños de *Latheticus oryzae* en arroz, fue inversamente proporcional al tamaño de la población (figura 8).

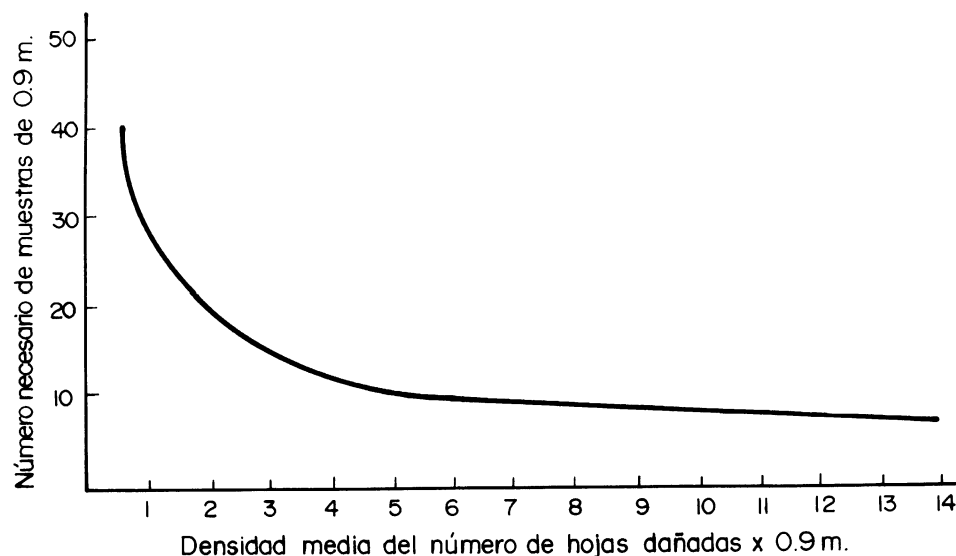


Fig. 8. Relación entre la densidad de hojas dañadas de arroz por *Latheticus oryzae* y el número de muestras necesarias para estimar la densidad con un error de muestra de 25% (tomado de Sooksai and Tugwell, 1978).

Para determinar el número de muestras en poblaciones distribuidas al azar se puede utilizar la fórmula del error estándar s , donde s es la desviación estándar y n el número de n muestras en que se basó tal estimación. Se entiende por la característica

de esta fórmula que para una desviación estándar dada, el error es una función decreciente del número de muestras. Por ejemplo, si es tolerable un error estándar 10% alrededor de la media, a través de un muestreo preliminar se determina una media y la desviación estándar, el número de muestras estará dado por:

$$0.1 = \frac{s / \sqrt{n}}{\bar{X}} \quad \text{Donde:} \quad n = \frac{100 (s^2)}{\bar{X}^2}$$

Una de las preguntas más comunes que hacen los practicantes del MIP es:
¿Cuántas muestras necesito tomar?

Quien tomará una decisión deberá tener un conjunto explícito de objetivos en mente cuando muestrea y solamente entonces podrá llegar a un estimado legítimo del número de muestras a tomar.

Ejemplo 1: si el objetivo es: hacer un estimado de la densidad media de la plaga con un nivel de precisión tal que el error estándar quede dentro del 10% de la media.

Aquí la pregunta “Cuántas muestras” es relevante y puede ser calculada así:

$$N = \left[\frac{s}{E \bar{X}} \right]^2$$

N = Número de muestras requeridas para un nivel específico de precisión.
s = Desviación estándar de muestras preliminares.
 \bar{X} = Media de las muestras preliminares.
E = Error estándar predeterminado (ej. 0.05)

Ejemplo2: Si el objetivo es: usar 10 muestras con la mayor efectividad, ya que este es el número máximo de muestras que se esta en capacidad de hacer.

Aquí la pregunta “cuántas muestras” es irrelevante, ya que el que toma la decisión tiene una experiencia que le dice: “Sólo 10 muestreos pueden ser hechos”. En tal sentido el técnico puede decidir a priori el número de muestras a tomar. Su preocupación mayor es “Como distribuir las muestras”.

Según Clavija, el número de muestras a tomar va a estar en función directa del nivel de precisión que se desee en la estimación. Ruesink (1980) señala que este nivel de precisión pudiese ser expresado en dos formas: que el error standard de la media estimada tenga un valor predeterminado, expresado en términos numéricos o de un porcentaje de la media; o establecer que la media estimada debe estar dentro de unos

límites fijados alrededor de la verdadera media, expresados estos también en términos numéricos o como porcentaje. En la primera forma diríamos que la precisión del muestreo se establece al decir que el error standard de la media estimada debe ser igual a 2 larvas por m² o al 5% de la verdadera media, por ejemplo; mientras que en la segunda señalaríamos que la media estimada debe estar en algún punto dentro de los límites fijados por la media verdadera, más o menos 2 larvas por m², o por más o menos el 5% de la misma. Para el cálculo del número de muestras existen varias fórmulas que difieren fundamentalmente en relación al tipo de distribución espacial que se esté asignando o que haya sido determinada por la población bajo estudio y a la forma como se exprese la precisión requerida (Cochran, 1963; Iwao y Kuno, 1968; Poole, 1974; Karandinos, 1976; Southwood, 1978; Ruesink, 1980).

Una fórmula de tipo general que puede ser aplicada sin considerar la distribución es parcial de la población, con la condición que el hábitat sea homogéneo, es la siguiente:

$$N = \left(\frac{S}{E \bar{X}} \right)^2$$

En la cual:

N= Número de muestras a tomar.

S= Desviación estándar de las muestras preliminares.

x= Media estimada de las muestras preliminares.

E= Nivel de precisión requerido (usualmente 0,05).

La aplicación de esta fórmula puede conducirnos a la determinación de un número de muestras excesivamente grande en comparación con las que se tomaron durante el muestreo preliminar para el cálculo de la media (X) y de la desviación standard (S). Si esta es la situación, Cochran (1963) sugiere el uso de una fórmula de corrección que puede expresarse en los siguientes términos:

$$n = \frac{N}{1 + N/n_0}$$

En la que:

n= Número de muestras a tomar.

N= Número de muestras calculadas mediante la ecuación anterior.

n₀ = Número de muestras tomadas para el cálculo de la media (X) y de la desviación standard (S).

En el aspecto del cálculo del número de muestras, luce indispensable insistir en que el nivel de precisión lo fija el investigador y que el mismo representa el porcentaje de error que éste está dispuesto a aceptar. Aceptar un error del 10% (nivel de precisión =-0,10) significa que a la probabilidad escogida, usualmente 0,05, la media tiene 95

oportunidades de cada 100 de ser estimada con un error del 10% en relación a la media verdadera. Morris (1955) y Harcourt (1961) coinciden en que escoger un error del 10% (nivel de precisión =0,10) es un límite aceptable, mientras que Southwood (1978) señala el 5% como el valor usual.

Cuanto más acertado se desea el muestreo, mayor será el número de muestras a tomar, por lo que a menudo se hace necesario un compromiso entre precisión y capacidad de trabajo, compromiso para el cual no existen reglas salvo la de tratar de tomar el mayor número de muestras de acuerdo con la disponibilidad de recursos.

Para determinar el tamaño de la muestra (número de unidades muestrales) a tomar, es necesario recordar qué esperamos obtener de esas muestras en términos de límites de error tolerable (precisión). Esta se puede expresar en función de alcanzar (i) un nivel absoluto de precisión d , en el que uno fija un error estándar de tamaño predeterminado: por ej., que el intervalo de confianza del 95% sea ± 2.8 mm; o (ii) un nivel relativo de precisión R , en el que se determina un intervalo de confianza de cierta longitud como porcentaje (o proporción) de la media; por ej., que el intervalo de confianza del 95% sea $\pm 6\%$ de la media (Krebs, 1989). Los niveles absoluto y relativo de precisión se hallan relacionados por:

$$\text{Error relativo porcentual} = (\text{Error absoluto} / \text{media}) \times 100$$

Para establecer el número de muestras n se necesita una ecuación que conecte el tamaño muestral con la precisión deseada para la media. Para una distribución normal, el intervalo de confianza es $\text{media} \pm ES$ es el error estándar ($= s/\sqrt{n}$, donde s es la desviación estándar). El error absoluto deseado d por ende es: $ES \times t_a$ o en forma expandida: $s / \sqrt{n} \times t_a$. Esta fórmula puede ser usada para determinar el número de muestras que necesitamos. Finalmente, para estimar n es necesario realizar un muestreo piloto o contar con información previa sobre la desviación estándar (s) y el tipo de disposición espacial de los organismos.

La magnitud de error estándar tolerable depende de la magnitud de cambio poblacional que se desea poder registrar. Por ejemplo, para insectos plaga que típicamente exhiben cambios poblacionales de 10 a 100 veces sus números dentro de una misma estación, una estimación poblacional con un error estándar del 25% de la media nos permitirá detectar cambios estadísticamente significativos si la población se llega a duplicar o a reducir a la mitad de su tamaño. En contraste, si se trata de estudios sobre tabla de vida que requieren mayor exactitud, el error estándar aceptable es del 10% alrededor de la media (Southwood 1978).

Para un hábitat homogéneo y suponiendo que los organismos se disponen según una distribución normal y el verdadero tamaño poblacional es grande, el número de muestras n requerida para alcanzar un nivel de precisión absoluto d es:

$$n = (t_a s/d)^2$$

Donde t es el valor de la distribución t de Student ($= 2$ para más de 10 muestras a un nivel del 5%)

Cuando se usa un nivel de precisión relativo R , donde R es expresado como proporción con valores típicos de 0.05, 0.1 o 0.2, la fórmula de cálculo es:

$$n = (s/R \text{ media})^2$$

Ambas fórmulas dan el mismo resultado si los valores de R y d se ajustan a su verdadero significado.

Desafortunadamente, las distribuciones de frecuencias de censos, densidades e índices muy raramente son normales. Esto no tiene efectos adversos sobre la estimación de la media y la varianza, pero sí afecta las estimaciones del error estándar y los intervalos de confianza basados en la suposición de normalidad de la distribución. Una solución parcial es transformar los datos; por ejemplo, la distribución de recuentos de organismos puede ser normalizada tomando la raíz cuadrada de los recuentos. Otra solución es tomar muestral se incrementa, las medias de una población con cualquier limite, "a medida que el tamaño muestral se incrementa, las medias de una población con cualquier tipo de distribución tenderán a una distribución normal". Finalmente, otra posible solución es ajustar una distribución de probabilidades particular a los datos, tales como la distribución de Poisson o binomial negativa.

Si la disposición de los organismos es adecuadamente descrita por la distribución de Poisson, entonces:

$$n = (t_a / R)^2 \text{ media}$$

Si la disposición de los organismos es agrupada y puede ser descrita por la distribución binomial negativa, entonces:

$$n = (t_a / R)^2 (1/ \text{media} + 1/k)$$

Donde k es el parámetro de dispersión de la distribución binomial negativa.

Cuando se desea estimar la proporción de organismos con cierto atributo (infección por un patógeno o que tienen determinado genotipo), entonces:

$$n = t^2 p q / d^2$$

Donde p es la proporción de ocurrencia del atributo, $q = 1 - p$, y t fue definido antes. Como aproximación para poblaciones grandes, cuando p varía entre 0.3 y 0.7 n se aproxima a $1/ d^2$. Por ejemplo, para $d = 0.05$ se necesita una muestra con $n = 400$.

Una nota de cautela: estas fórmulas son aproximaciones. Debido a que las características de una población cambian en el tiempo (ejemplo, densidad, disposición

espacial, etc.), el número de muestras necesario para alcanzar un determinado nivel de precisión por fuerza también cambia.

Una distribución de probabilidades particular a los datos, tales como la distribución de Poisson o binomial negativa.

Si la disposición de los organismos es adecuadamente descripta por la distribución de Poisson, entonces:

$$n = (t_a / R)^2 / \text{media}$$

Si la disposición de los organismos es agrupada y puede ser descripta por la distribución binomial negativa, entonces:

$$n = (t_a / R)^2 (1/ \text{media} + 1/k)$$

Donde k es el parámetro de dispersión de la distribución binomial negativa.

Cuando se desea estimar la proporción de organismos con cierto atributo (infección por un patógeno o que tienen determinado genotipo), entonces:

$$n = t^2 p q/d^2$$

Donde p es la proporción de ocurrencia del atributo, $q = 1 - p$, y t fue definido antes. Como aproximación para poblaciones grandes, cuando p varía entre 0.3 y 0.7 n se aproxima a $1/d^2$. Por ejemplo, para $d = 0.05$ se necesita una muestra con $n = 400$.

Una nota de cautela: estas fórmulas son aproximaciones. Debido a que las características de una población cambian en el tiempo (ejemplo, densidad, disposición espacial, etc.), el número de muestras necesario para alcanzar un determinado nivel de precisión por fuerza también cambia.

El tamaño de la unidad muestral puede estar referido a superficie, volumen, longitud de un transecta (ejemplo, muestreo de termitas), cantidad de tiempo invertido en capturas, etc. Respecto a la determinación del tamaño y la forma de la unidad muestral, las unidades muestrales deben satisfacer varios requisitos importantes: a) deben distinguirse claramente; b) su tamaño debe estar en relación con el tamaño del organismo a muestrear, y proveer un balance razonable entre varianza y costo; c) las reglas de exclusión e inclusión del material a medir deben establecerse de antemano por convención y ser respetadas durante la obtención de los datos, y d) la forma y el tamaño seleccionados deben mantenerse a lo largo del trabajo.

El tamaño de la Unidad muestral tiene efectos sobre la eficiencia del muestreo. En general, una unidad muestral pequeña es mas eficiente que una grande cuando los organismos tienen una disposición agregada (el caso más habitual) porque: 1) se puede emplear un mayor número de unidades muestrales para una misma cantidad de trabajo; 2) un tamaño muestral más grande permite un mayor número de grados de libertad, y 3)

permite cubrir una mayor cantidad de hábitats. Sin embargo, la menor dimensión posible está acotada por el tamaño del organismo que se muestrea, y por el error de conteo que se genera en el borde de la unidad muestral (efecto borde). Este error es proporcional a la razón entre la longitud del perímetro y el área de la unidad muestral. El error producido por el efecto borde es máximo cuando la forma de la unidad muestral es cuadrada o rectangular, mínimo cuando es un círculo, e intermedio con otros polígonos también producen dificultades para su disposición.

En consecuencia, generalmente se usan cuadrados (que producen menor efecto borde que los rectángulos) y se realizan convenciones para minimizar el efecto borde. Por ejemplo, sólo se incluyen los organismos que caen sobre los límites superior e izquierdo del borde. Siguiendo las formas tradicionalmente usadas en la bibliografía, en lo sucesivo nos referimos a cuadrado (“quadrat”) teniendo en mente a cualquier figura utilizada para muestrear, aunque tenga forma irregular e incluso circular.

Para determinar el tamaño o forma óptima de cuadrado muestral se puede usar el método de Wiegert (Krebs 1989). Según éste, los factores más importantes para determinar el tamaño y forma óptima son la variabilidad relativa y el costo relativo (tiempo o dinero invertido en muestrear). La variabilidad se cuantifica por la varianza por unidad de área específica para cada tipo de cuadrado.

Según Clavijo, el tamaño de la muestra, o puesto en otras palabras, el número de unidades de muestreo que han de constituir la muestra está determinado por la variación existente entre las mismas y por el costo implícito en la disminución de esta variación al mínimo y en la estabilización de la misma.

Morris (1955) se pregunta si será mejor tomar una unidad de muestreo de muchos árboles o muchas unidades de muestreo de un número menor de árboles, señalando que la respuesta está en la comparación de las varianzas asociadas a los árboles y a las unidades de muestreo, así como en los costos de moverse entre árboles comparados con los costos de extraer y examinar cada unidad de muestreo.

Basado en su experiencia con plagas de plantas forestales, y que creemos que puede ser utilizada en otras circunstancias, este autor (Morris, 1955) sugiere una fórmula para el cálculo del número de unidades de muestreo que deben tomarse para cada muestra.

La fórmula es la siguiente:

$$n = \sqrt{c \frac{S^2_m}{S^2_p}}$$

Donde:

n= número de unidades de muestreo a ser incluidas en cada muestra.

$S^2 m$ = Varianza calculada para las unidades de muestreo.

$S^2 p$ = Varianza calculada para las plantas muestreadas.

c = Resultado de dividir el costo de cambiarse de planta entre el costo de extraer y revisar cada unidad de muestreo.

En virtud de que las densidades de las poblaciones plagas fluctúan en el tiempo y como consecuencias de esto también sus varianzas, Southwood (1978) señala que no debe hacer mucho énfasis en la determinación refinada de un tamaño de muestra, ya que no se evita el riesgo de que resulte inapropiado en algunas circunstancias. De cualquier manera la fórmula presentada es una buena base para fundamentar una decisión en relación al tamaño de la muestra.

9. Propuesta de muestreo de áfidos en el cultivo de loroco (*Fernaldia pandurata*) en El Salvador

El muestreo fitosanitario es la primera acción para definir el manejo de un problema por plagas. El muestreo es la parte fundamental para determinar el estado presente de infestación del cultivo, por lo tanto debe ser realizado a conciencia y siguiendo las diferentes formas de hacerlo ante plagas particulares.

El muestreo se puede enfocar de acuerdo al objetivo previsto, así tenemos:

1. Muestreo para diagnóstico: es el tipo más sencillo desde el punto de vista matemático, su finalidad es conocer el agente causal del problema fitosanitario y relacionar las condiciones que han influido para su desarrollo. Esto orienta futuras acciones de manejo. No requiere de un número determinado de muestra sino que estas sean representativas del problema observado.
2. Muestreo para evaluar densidades poblacionales: este tipo de muestreo es bastante riguroso y debe basarse en el conocimiento previo de algunos parámetros estadísticos para definir la cantidad de muestras que permitan cuantificar la población plaga.
3. Muestreo para manejo: es el tipo de manejo utilizado para determinar umbrales de acción, requiere del conocimiento previo de parámetros estadísticos para determinar tamaños de muestra, pero es un poco menos riguroso que el muestreo para cuantificar poblaciones.

Determinación del número de muestras o puntos de muestreo

Cuando enfrentamos un problema de plagas, las interrogantes más comunes son cuantas muestras debo tomar y como debo hacerlo. La estadística es una herramienta que orienta las acciones a seguir para responder a ello, es por esta razón que se presentan a continuación algunos principios básicos. Sin embargo, la decisión final del número de muestras a tomar estará en función de las capacidades económicas y de tiempo destinada para tal fin.

Comencemos ahora con el proceso de muestreo:

1. Que tipo de cultivo tenemos con respecto a su periodicidad (anual, perenne) y su hábito de crecimiento y manejo cultural.
2. Con base a la observación del comportamiento de la plaga, efectuar un **premuestreo** (Cuadro 8) de 10 plantas o 10 puntos de muestreo (0.25 ó 0.50 metros cuadrados cada uno) y calcular la varianza y la media aritmética.
3. Calcular el parámetro de dispersión “k” (entre más grande el valor de k la agregación es menor).

$$k = x^2 / (s^2_{n-1} - x); \quad x = \text{media}$$

4. Aplicar la siguiente fórmula para determinar el tamaño de muestra:

$$n = A / 100 (\% \text{ eficiencia}) (k)$$

Se aplica únicamente cuando los valores de $k \leq 1$.

5. Si $k > 1$, entonces:

$$n = (A / 100) (\% \text{ eficiencia}) / s_{n-1}$$

6. Otra forma de lograr un tamaño de muestra (puntos de muestreo) representativo, es utilizando:

$$n = s^2 / x (gl)$$

Ahora si deseamos ser más exigentes en la cuantificación de la plaga podemos emplear las siguientes fórmulas, las cuales son útiles para conteos poblacionales.

1. Si deseamos conocer el tamaño de muestra (puntos de muestreo) con un determinado porcentaje de la población incluida:

$$n = t\alpha^2 (1 / x + 1 / k) / d^2$$

Dónde d = % poblacional que deseamos incluir y $t\alpha$ = un valor infinitamente grande de n muestras.

2. Cuando las agregaciones son muy significativas (ej: nemátodos, áfidos, etc.) el número representativo de muestras se obtiene por:

$$n = 1 / E^2 (1 / x + 1 / k)$$

Donde: E = cociente entre el error estándar y la media aritmética: $((\sigma / \sqrt{n}) / x)^2$

3. Si deseamos trabajar con un porcentaje de error determinado (E):

$$n = (s / Ex)^2$$

4. Si conocemos los umbrales de acción de la plaga (en algunos casos es el límite de confianza superior), entonces emplear:

$$n = t^2 s^2 / r^2 x^2$$

Donde r = límite de confianza superior / media = lcs / x.

La elección de una u otra fórmula para determinar el tamaño (número) óptimo de muestra dependerá en último momento de los objetivos y recursos para el muestreo, así como de las habilidades matemáticas del investigador o técnico.

Cada punto de muestreo está conformado por 0.25 ó 0.50 metros cuadrados de follaje, reportándose terminales, hojas y racimos florales con áfidos. Además se deben reportar los enemigos naturales y la presencia de fumagina. Dependiendo de los objetivos del muestreo se debe dibujar un mapa del lote (parcela o campo agrícola) y reportar los sitios donde se encuentran las infestaciones de áfidos. Después de tabular la información se puede tomar decisiones de control (en laboratorio de campo se explicara con mayor detalle el muestreo de áfidos y los criterios para tomar una decisión de control, los cuales están relacionados entre otros factores, con el destino del producto, el cual puede ser para consumo interno o exportación).

Cuadro 8. Hoja de datos para el premuestreo de plagas que forman colonias (áfidos)

Fecha: _____
 Localidad: _____ msnm: _____
 Propietario: _____
 Cultivo: _____ Edad: _____

Punto de muestreo	Número de colonias	Observaciones
1		
2		
3		
4		
5		
6		
7		
8		
9		
10		
Total		
Promedio (\bar{x})		
Varianza (s^2_{n-1})		
Desviación estándar (s_{n-1})		
Parámetro de dispersión (k)		
Observaciones generales:		

10. Representatividad de un muestreo

Un muestreo de un área cualquiera será representativo cuando, a través de sus resultados, obtenemos una imagen objetiva de las poblaciones existentes en dicha área.

La representatividad está en relación directa con la forma de tomar las muestras y con el número de ellas. A mayor número de muestras mayor representatividad, hasta un límite permisible por el objetivo planteado o por los costos de operación.

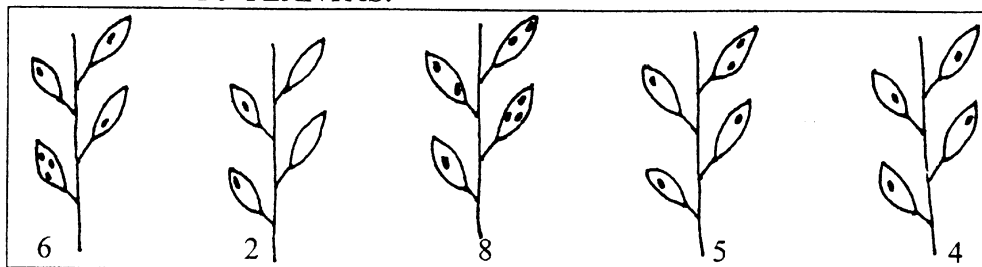
Cuando se toma una foto, debe determinarse que es lo que se quiere fotografiar, cumpliendo de tal manera el objetivo final. Se tiene que hacer una relación costo/beneficio, con relación al muestreo. También tenemos que estar claros de que debe contener la imagen.

Problemas del muestreo

- Error de muestreo.

Es la diferencia entre la estimación y el verdadero valor, debido a que se observa una muestra en vez de toda la población.

EJEMPLO: NUMERO DE INSECTOS/PLANTA, EN UNA POBLACION DE 5 PLANTAS.



$$\mu = \frac{6+2+8+5+4}{5} = 5 \text{ INSECTOS/PLANTA.}$$

MUESTREO = 2 PLANTAS (PLANTA NUMERO 2 y 5) :

$$\bar{X} = \frac{2+4}{2} = 3 \text{ INSECTOS/PLANTA.}$$

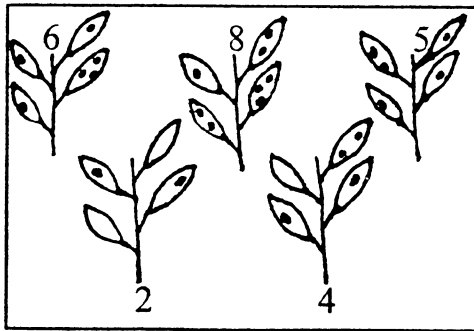
$$\text{ERROR DE MUESTREO} = \mu - \bar{X} = 5 - 3 = 2$$

Fig. 9. Representación esquemática de un error de muestreo

- Error por sesgo.

Ejemplo: muestreo en un campo agrícola con diferencias en la luz solar.

- **ERROR POR SESGO: EJ. DIFERENCIA EN EL CAMPO POR LUZ :**



PARTE CON LUZ: $\bar{X} = 6$

PARTE CON SOMBRA: $\bar{X} = 3$

Fig. 10. Representación esquemática de un error por sesgo

Sí se muestrea con sesgo (ejemplo, solo donde hay sombra), la muestra no es representativa de la población.

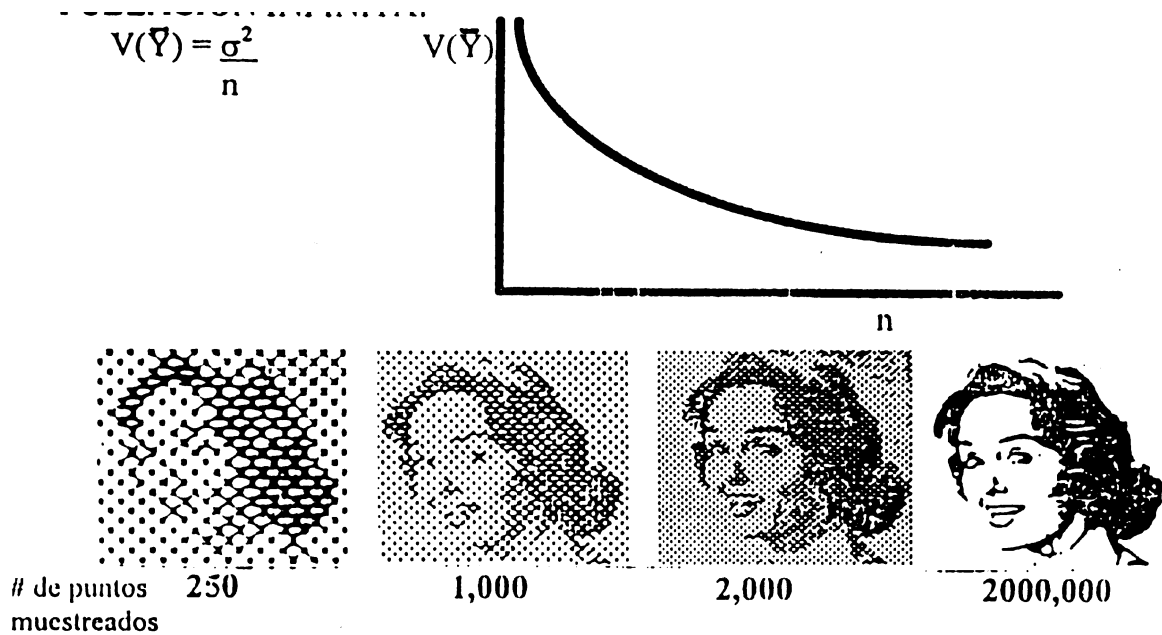
$$\text{ERROR POR SESGO} = \mu - \bar{X} = 5 - 3 = 2$$

¿Cómo se minimiza el error de muestreo? ¿Cómo maximizar la precisión de las estimaciones?.

- a) Usando un diseño apropiado.

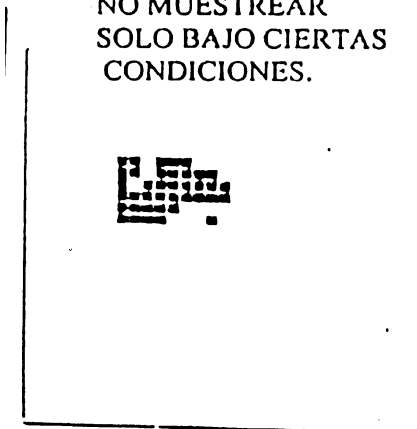
Ejemplo. Si se van a muestrear plantas y en el campo hay ladera y llanuras, es mejor estratificar.

- b) Aumentando el tamaño de la muestra para una población infinita (ver figura).



COMO SE EVITA SESGO?

NO MUESTREAR SOLO BAJO CIERTAS CONDICIONES.



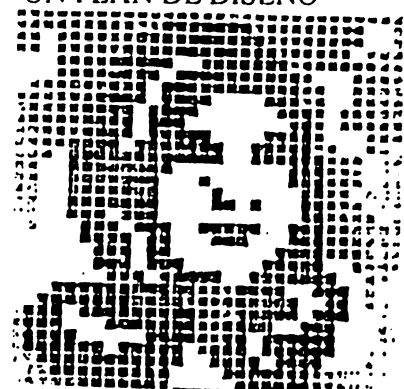
Ej. MUESTREAMOS FINCAS DE PRODUCTORES QUE QUEDAN CERCA DEL CAMINO.

NO MUESTREAR SIN PLAN DE DISEÑO



Ej. TENEMOS INFERENCIA EN TODOS LOS PRODUCTORES DE CAFE, PERO RECOGENOS DATOS SOLO DE LOS QUE PERTENECEN A 1 COOPERATIVA.

MUESTREAR SEGUN UN PLAN DE DISEÑO



SE DEBE MUESTREAR SEGUN UN PLAN DE DISEÑO ADECUADO.

Fig. 11. Representación esquemática de cómo evitar error en el muestreo

11. Como cubrir un campo agrícola en un muestreo

Se muestran los siguientes seis esquemas (campo agrícola 1 – 6) para cubrir todo el campo, y los últimos 2 esquemas (campo agrícola 7 y 8), como ejemplo de lo que no se debe hacer. Se observa muy claro que los muestreos representados en los campos agrícolas 7 y 8 son sesgados.

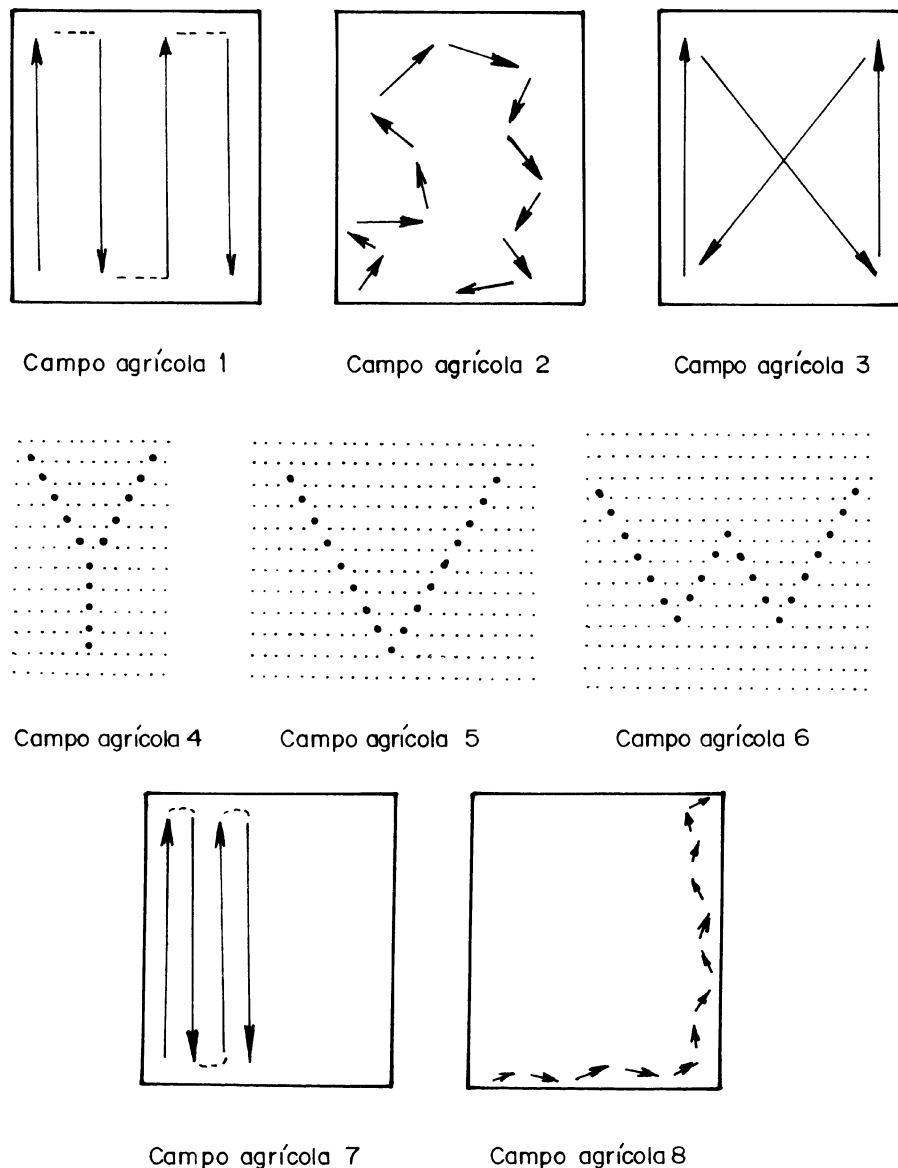


Fig. 12. Patrones de muestreo en campos agrícolas (campo agrícola 7 y 8 con error por sesgo).

12. Sitios de muestreo

Tomando en cuenta lo expresado anteriormente, existen estudios prácticos a nivel de campo que demuestran en forma general que el tamaño de muestra a tomar en una plantación varía de acuerdo a su magnitud, siendo éste:

Menor ó igual a 2 Hectáreas = 8 sitios de muestreo.

Desde 2.1 a 10 hectáreas = 10 sitios de muestreo.

Mayor de 10 hectáreas = 15 sitios de muestreo.

El sitio de muestreo puede estar compuesto por tres surcos con dos plantas cada uno ó seis unidades en la forma más compacta posible. Para la elección de hileras ó surcos, si el cultivo presenta subdivisiones con diferente dirección en el surcado, se suman los surcos de las subdivisiones y se toma como una sola unidad.

Si la plantación a evaluar presenta subdivisiones dispersas, el número de sitios a muestrear será dividido entre las subdivisiones y se tomarán como unidad individual.

Para la elección de hileras ó surcos en una plantación menor de dos hectáreas, se siguen los pasos siguientes:

- Contar el número de surcos que componen la plantación en estudio, supongamos que se tienen 105 surcos.
- Dividir el número de surcos entre los sitios a muestrear, lo que resulte se redondea a la unidad, ejemplo: $105 \div 8 = 13$
- Obtener un número al azar entre 1 y 13, dicho valor sirve para identificar el surco donde se localizará el primer sitio de muestreo; supongamos que el número elegido fue el 9.
- Las hileras ó surcos restantes se obtienen sumando a cada surco donde se establece un sitio de muestreo el número calculado; siguiendo con el ejemplo anterior tendremos:

Inicia en el surco 9

$$09 + 13 = 22$$

$$22 + 13 = 35$$

$$35 + 13 = 48$$

$$48 + 13 = 61$$

$$61 + 13 = 74$$

$$74 + 13 = 87$$

$$87 + 13 = 100$$

Para determinar los sitios de muestreo, se recomienda seguir los pasos siguientes:

- a) En cada surco seleccionado anteriormente, se determinará el número plantas (esto se puede realizar conociendo la densidad de siembra y contando los árboles en el surco).
- b) Obtener un número al azar en cada surco, que estará comprendido entre uno y el número de plantas de cada surco. Por ejemplo para el primer surco que es el número 9 y en el cual existen 70 plantas se toma un número al azar entre 1 y 70, supongamos que resulta el 56.
- c) En el surco a partir de la planta número 56, se establece el inicio del sitio de muestreo que estará compuesto por tres surcos con dos plantas cada uno. Si por alguna razón en el sitio de muestreo no se encuentran surcos bien definidos ó no existe trazo regular, se recomienda tomar un bloque de 6 plantas lo más compacto posible. El procedimiento se repite en los ocho surcos seleccionados. A la vez que se van eligiendo los sitios de muestreo, se clasifican las plantas por su estado productivo. Esto se hará por inspección visual de las plantas en cada sitio de muestreo.

El procedimiento de muestreo llamado también “mecánica”, está en relación con todos los pasos que se realizan para llevar adelante el tipo de muestreo adoptado. Incluye operaciones tales como trampeo, recolección de muestras, acondicionamiento, transporte, separación, contaje, anotación de datos, etc. En la actualidad muchos de estos procedimientos han llegado a mecanizarse, sin embargo en muchos países en desarrollo se sigue requiriendo los ojos y la mano del hombre.

La oportunidad del muestreo es otro punto que debe ser definido en la metodología de evaluación. En líneas generales depende del ritmo diurno, por el cual algunas especies se movilizan de una parte de su hábitat a otro, no sólo como respuesta a cambios climatológicos, sino obedeciendo a ritmos fijos en ciertos momentos del día o la noche.

Asimismo la oportunidad, es dependiente del ciclo de vida, hábitos de la especie y velocidad de cambios en las plantas hospedadoras (fisiología de las plantas). Así para especies de ciclo largo y estacionario como Scarabaeidae, Cerambicidae y algunas queresas, no se requiere de muestreos frecuentes, especialmente si la planta ó cultivo no tienen mayores cambios como los frutales desarrollados.

Por el contrario, si las especies son de ciclo corto y están cambiando frecuentemente de microhábitat como las poblaciones de huevos, larvas y pupas de Lepidoptera en cultivos anuales, se necesitará de muestreos más frecuentes que además tendrán que estar acompañados de registros fenológicos de las plantas. Finalmente la oportunidad del muestreo dependerá del objetivo de la evaluación, como es el caso de evaluar el efecto inmediato ó mediato de una medida de manejo o control.

En otros casos, cuando se desea conocer ó estimar la densidad de un solo estado dentro de una generación, se escogerá cuando existe el estado de desarrollo más evidente, en cambio si lo que se desea conocer es como varía la composición de los

diversos estadíos dentro de un campo (tablas de vida) habrá que evaluar todos éstos a intervalos más cortos. Asimismo, dependiendo del cultivo el muestreo varia (Cuadro 9).

Cuadro 9. Muestreo de plagas y benéficos en diferentes cultivos

Gramíneas	Cucurbitáceas
<ul style="list-style-type: none"> - Dos meros lineales de surco. - La planta completa cuando esta pequeña y con dos a cuatro hojas. - El cogollo y las tres o cuatro primeras hojas para plantas en crecimiento. - El tallo o “caña” para plantas desarrolladas. - La mazorca con los pistilos para plantas en floración. 	<ul style="list-style-type: none"> - Dos metros lineales de surco. - El cuello de la planta. - Un brote o una yema terminal. - De cuatro a diez hojas a lo largo de los tres estratos de la planta. - Cuatro flores y cuatro frutos distribuidos en toda la planta.
Crucíferas	Leguminosas de grano
<ul style="list-style-type: none"> - Dos metros lineales de surco. - El cuello de la planta. - Toda la planta. 	<ul style="list-style-type: none"> - Dos metros lineales de surco. - La planta pequeña con hojas cotiledonales cuando esta pequeña. - De tres a seis hojas trifoliadas distribuidas en toda la planta. - Tres a cuatro vainas distribuidas en toda la planta.
Solanáceas	Frutales y forestales
<ul style="list-style-type: none"> - Dos metros lineales de surco. - La planta completa cuando esta pequeña. - Un terminal, se considera como tal, el brote más tres hojas terminales. - Dos hojas, una de la parte inferior y otra de la parte media de la planta. - Uno o más tubérculos por planta en etapa fonológica de tuberización (Ej. Papa). - Uno o más frutos por planta en etapa fenológica de fructificación (Ej. Tomate, Chile, berenjena, etc.). 	<ul style="list-style-type: none"> - Cuatro brotes tiernos (uno por cuadrante) a una altura de 1.50 m, para árboles de copa baja. En árboles de copa alta, las muestras se toman usando un gancho cortador provisto de una bolsa recolectora. - Cuatro porciones de 10 cm lineales de ramas tiernas, una por cuadrante. - Ocho hojas maduras de 2 a 5 meses (dos por cuadrante). - De cuatro a ocho frutos, dependiendo del grado de desarrollo de los mismos, por ejemplo, cuatro si son verdes y pequeños y ocho si se trata de frutos semidesarrollados o próximos a cosecha.

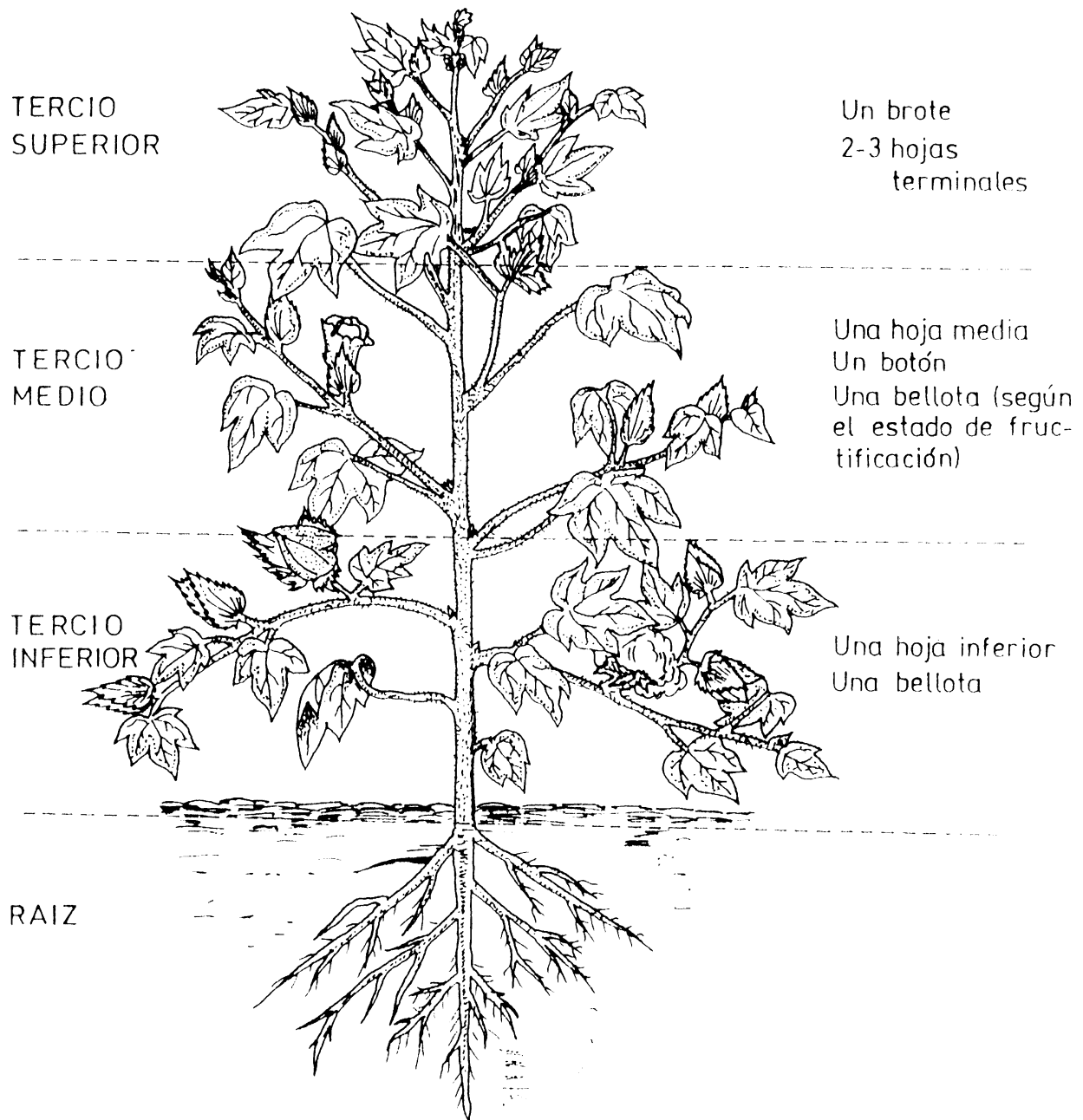


Fig. 13. División de una planta de algodón en tercios y órganos que deberán examinarse en cada tercio (Tomado de Sarmientos y Sánchez, 1997)

13. Muestreo de material vegetal para exportación

Según los entomólogos Lenis, F.; Skarlinsky, T. (2004), del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, el número de muestras corresponde al 2-5% del total, cuando se trata de follaje comercial y plantas CITES (Convention on International Trade in Endangered Species) propagadas artificialmente. Se hace el muestreo del 100% cuando se trata de plantas en peligro de extinción (CITES Silvestres; plantas silvestres).

Para el muestreo de material vegetal se tiene como regla general la siguiente: una caja de cada planta, de cada variedad, de cada tamaño, de cada productor/finca y de cada tipo.

Para la exportación de material vegetal a Estados Unidos, se tiene que cumplir con limitaciones de tamaño y edad. Como por ejemplo:

- Tamaños de 4 pulgadas de diámetro y 6 pies de largo para: cortes, esquejes de tallo, estacas (sin hojas, raíces, brotes, cogollo, botón o ramas).
- Tamaños de 6 pulgadas de diámetro y 4 pies de largo para: Corte/esquejes de cactus (sin raíces o ramas).
- Sin límite de medida para los Bonsái.
- Follaje tropical:
 - a) Planta sin raíz: tamaño de 18 pulgadas de largo desde la línea del suelo hasta la parte terminal de crecimiento.
 - b) Plantas con raíz: tamaño de 18 pulgadas de largo desde la línea de la raíz hasta la parte terminal de crecimiento.
 - c) Palmas: tamaños de 36 pulgadas de largo desde la línea del suelo hasta la punta de la hoja más larga.

En cuanto a las limitaciones de edad de los vegetales para exportación con destino a Estados Unidos, se exige:

- Edad de 2 años de crecimiento si son propagadas por semilla.
- Edad de 1 año de edad después de cortadas/separadas si son producidas como corte aéreo (Acodo aéreo).
- Edad de 2 años de crecimiento si son producidas por yenas.
- Sin límite de edad si son epifitas y Bonsái.

14. Diversidad biológica de Invertebrados

En la literatura entomológica existen diferentes formas de muestreo, las cuales las agrupamos en el siguiente cuadro.

Cuadro 10. Cuadro que muestra algunas formas de muestreo para dinámica de poblaciones

UBICACIÓN	TIPO DE PLAGA	FORMAS DE MUESTREO		APROPIADO PARA:	
En la planta: Colecta de insectos	Insectos voladores ó no voladores	Red entomológica		Recolecta de insectos en siembras de porte bajo, tales como pastos, arroz, frijol, papa, etc.	
		Trampas	Fototaxis positiva	Luminosas De colores	Toda clase de insectos voladores que son atraídos por la luz ó los colores.
			Fototaxis negativa		Para insectos que huyen de la luz
			Caza esporas		Determinar el número y las especies de esporas de hongos que llegan a un campo.
En la planta: Inspección visual de plantas.	Insectos no voladores y enfermedades.	Análisis parcial de la planta		Insectos y enfermedades	
		Análisis total de la planta		Insectos y enfermedades	
		Colonias de insectos		Afidos, etc.	
		Conteos en la planta		Coccidae, enfermedades, etc.	
		Recolecta con conteos		Acaros, enfermedades, etc.	
		Uso de sombrilla		Curculionidae y Scarabaeidae adultos.	
En el suelo	Cuadrados de volumen		Insectos y otros organismos del suelo		
	Tierra de rizosfera		Nemátodos, insectos rizofagos, etc.		

Medida de la diversidad ecológica

Tomado de: Jay D. Hair, 1987. Medida de la diversidad ecológica. p. 283-289. In: Manual de técnicas de gestión de vida silvestre. Versión en Español traducida por Braulio Orejas Miranda y Alfredo Fontes Riganti; Editor Rubén Rodríguez Tarrés y Revisado por Angela María Mast, 1987.

El establecimiento y mantenimiento de comunidades de vida silvestre ecológicamente diversas, constituye un objetivo importante de la gestión contemporánea de fauna. Particularmente en años recientes, se ha desarrollado un interés en la diversidad ecológica (Schoener 1974), debido a que el progreso tecnológico ha dado como resultado un mundo en que los recursos naturales disminuyen rápidamente (Pimlott 1969). La alteración ocasionada por el hombre sobre los hábitat de vida silvestre, inevitablemente ha ocasionado cambios en las composiciones de especies y densidades de poblaciones. Las medidas de diversidad ecológica constituyen herramientas importantes para evaluar o predecir impactos potenciales de las prácticas alternativas de uso de la tierra en la estructura y función de las comunidades silvestres. El propósito de este capítulo es el de introducir los conceptos básicos de diversidad ecológica y los índices de diversidad más recientemente usados junto con sus respectivos cálculos manuales. Se pondrá énfasis en la diversidad de especies a nivel de organización de la comunidad.

Supuestos y requisitos de datos

El concepto de comunidad es uno de los principios más importantes de la teoría ecológica, pues hace resaltar que los diversos organismos viven juntos de una manera ordenada. La composición de especies en las comunidades ha sido usada como una forma de análisis de la comunidad por lo menos durante 50 años y ha sido analizada por frecuencia de especies, por unidad de superficie, distribución espacial de individuos y abundancia numérica de especies (Aristón 1959). Uno de los aspectos más importantes de la estructura de la comunidad lo constituye la diversidad de especies. Cuando esta diversidad se mide por medio de índices apropiados, permite al suma de grandes cantidades de datos acerca del número de especies y su abundancia relativa, en la forma de un valor matemático (Wilhm 1968). Generalmente se mide la diversidad en la comunidad, porque ésta permite juzgar sus relaciones con otras propiedades de la comunidad (p. Ej. productividad, estructura del hábitat, condiciones ambientales) o compararla con otras comunidades.

Se han sugerido varios índices diferentes de diversidad de especies. Estos difieren entre sí en los supuestos hechos sobre abundancia relativa de especies, en su susceptibilidad a diferentes tipos de cambios de la estructura de la comunidad y en su grado de independencia del tamaño de la muestra (Peet 1974, Pielou 1975). La medida de la diversidad no es tan simple como puede esperarse en un principio. Antes que la diversidad pueda ser medida, debe haber una definición precisa de la elección de organismos comprendidos en una comunidad determinada (Pielou 1975). La comunidad varía tremendamente: puede ser definida como la comunidad de aves de orilla que

habitan en un región costera; la de pequeños mamíferos del bosque deciduo del sur de los Apalaches; los pájaros que habitan en un claro producido por la tala de una porción del bosque; las plantas de un prado alpino; los invertebrados de un arroyo truchero montañoso; los peces de una muestra contenidos en un cesto de pescado; o los parásitos del abomaso de una población de ciervos. Consecuentemente se requiere un número de supuestos con respecto a los datos que han de ser analizados. En suma, estos supuestos incluyen los siguientes puntos más importantes:

1. Se deben especificar los límites de tiempo durante el cual se hicieron las observaciones, las fronteras espaciales del área que contiene a la comunidad, y el camino que se sigue para efectuar el muestreo.
2. La medida de la diversidad requiere de una clasificación taxonómica clara del material que involucra. En la literatura de referencia se hace mención por lo general a la diversidad de especies, pero nada impide el tratamiento de cualquier rango taxonómico, de componentes estructurales del hábitat, y aún de diversidad trófica. Pielou (1967), ha discutido algunos de los problemas asociados con el tratamiento simultáneo de diferentes niveles jerárquicos de clasificación.
3. Se asumen como iguales a todos los individuos asignados a una especie. Formas diferentes de la misma especie (p.ej. sexos, estadios larvarios) pueden tener papeles funcionales muy diferentes en la estructura de una comunidad dada (Preston 1969).
4. Se asume que todas las especies son igualmente diferentes. Lloyd (1964) y Johnson y Raven (1970) han cuestionado el supuesto de equivalencia de especies y sugirieron, cuando se calcula diversidad de especies, un factor para su evaluación individual por valor reproductivo.
5. La mayoría de los índices de diversidad requieren una estimación de importancia. La abundancia no siempre es el mejor indicador de importancia de una especie. Cuando resulta necesario, antes de la comparación de datos, éstos deben ser sopesados mediante el uso de factores apropiados de comparación que se use dependerá del área de investigación de que se trate, pero la elección puede tener una gran influencia en los resultados obtenidos (Dickman 1968).
6. Muchos organismos no se distribuyen al azar en una superficie dada o de muestra. Este hecho obliga a una cuidadosa metodología de muestreo que represente una muestra verdaderamente tomada al azar (Pielou 1967, Fager 1972) y el correcto uso de procedimientos estadísticos.
7. Se han distinguido tres niveles de diversidad:
 - (1) Diversidad Alfa, la diversidad dentro del hábitat o diversidad intracomunitaria;
 - (2) Diversidad Beta, o diversidad entre diferentes hábitat, definida como el cambio de composición de especies a lo largo de gradientes ambientales y
 - (3) Diversidad Gama, la diversidad de la totalidad del paisaje que puede considerarse como la composición de las diversidades Alfa y Beta. Estas formas no son siempre fácilmente distinguibles. Muchas medidas de la diversidad Alfa sufren influencias de variaciones de hábitat, las cuales pueden ser interpretadas como diversidad Beta. Whittaker (1972), Allan (1975), Pielou (1975), proveen mayor información sobre este aspecto de la diversidad ecológica.

Índices de diversidad. Recuentos de Especies

La medida más simple de diversidad de especies consiste en contar el número de especies (S) que ocurren en una unidad de área, muestra, etc. Existen dos inconvenientes principales en el uso del conteo de especies como medida de diversidad. Primero, resulta ser una medida no ponderada puesto que falla con respecto a tomar en cuenta la abundancia relativa de las especies presentes. Por ejemplo, se espera que una comunidad compuesta por 97 individuos de una especie y un individuo de cada una de otras especies tenga un índice más bajo de diversidad que otra comunidad de cuatro especies que cuente con 25 individuos de cada una de ellas (aunque ambas comunidades tengan cuatro especies y 100 individuos). Segundo, el conteo de especies depende del tamaño de la muestra. Aunque ninguno de los índices de diversidad propuestos hasta la fecha muestra una independencia del tamaño de la muestra, su influencia en el conteo de especies es más impredecible que para otras medidas de diversidad (Hulbert 1971, Whittaker 1972).

Han sido sugeridos varios índices alternativos para medir la diversidad (ver revisiones de Fager 1972, Peet 1974, Pielou 1975). Generalmente están correlacionados entre sí (DeBenedictis 1973), difieren marcadamente en la facilidad de cálculo y miden de algún modo, diferentes cosas (Hurlbert 1971). Los índices de diversidad descritos más abajo son por lo general los más usados por los ecólogos. Son llamadas medidas de concepto dual de la diversidad debido a que son sensibles a los cambios tanto de número de especies (componente “riqueza de especies”), como a los de distribución de individuos de una especie presente (componente de “emparejamiento” o “equidad”).

Índice de Simpson

El primer índice de diversidad de concepto dual usado en ecología fue propuesto por Simpson (1949). Este índice mide la probabilidad de que dos individuos seleccionados al azar de una población de N individuos seleccionados al azar de una población de N individuos provengan de la misma especie. Si una especie dada i ($i = 1, 2, \dots, S$) es representada en una comunidad por p_i (proporción de individuos), la probabilidad de extraer al azar dos individuos pertenecientes a la misma especie, es la probabilidad conjunta [$(p_i)(p_i)$, o p_i^2]. Si cada una de estas probabilidades para todas las especies i de la comunidad se suman, entonces el índice de diversidad de Simpson, para una muestra infinita es:

$$SI = \sum_{i=1}^S p_i^2 \quad (1)$$

o cuando la muestra es tratada como completa o muestra finita,

$$SI' = \sum_{i=1} \frac{n_i(n_i-1)}{N(N-1)} \quad (2)$$

Donde N es el número total de individuos en la población y n_i es el número de individuos de la i ta especie.

Como se formula arriba, el índice de Simpson varía inversamente con la heterogeneidad (por ejemplo, si los valores del índice decrecen [o crecen] la diversidad crece [o decrece]. Para mayor claridad es deseable que los valores del índice de probabilidad altos (o bajos) correspondan con los valores altos (o bajos) de diversidad. Para tomar esto en cuenta se ha propuesto que el índice de Simpson se substraiga de su valor máximo posible de 1 (Pielou 1977).

Por consiguiente, cuando se toma una muestra como muestra al azar de una población infinitamente grande, el índice de diversidad de Simpson es:

$$D = 1 - \sum_{i=1}^S p_i^2, \quad (3)$$

Como ha sugerido Pielou (1977), estadísticamente es más correcto usar la formulación ajustada para una muestra de tamaño finito:

$$D' = 1 - \sum_{i=1}^S \frac{n_i(n_i-1)}{N(N-1)} \quad (4)$$

Los siguientes datos hipotéticos son usados para ilustrar el cálculo manual de índices de diversidad de especies considerados en este capítulo:

Especies	Individuos (n_i)	Proporciones (p_i)	P_i^2
1	50	0.50	0.250
2	30	0.30	0.090
3	15	0.15	0.023
4	5	0.05	0.003

Total (N) = 100

Ejemplo 1 – índice de Simpson (D) para una muestra infinita (ecuación 3):

$$\begin{aligned} D &= 1 - \sum_{i=1}^S p_i^2 \\ &= 1 - [(0.50)^2 + (0.30)^2 + (0.15)^2 + (0.05)^2] \\ &= 1 - [0.250 + 0.090 + 0.023 + 0.003] \\ &= 1 - 0.366 \\ &= 0.634 \end{aligned}$$

Ejemplo 2 – Índice de Simpson (D') para una muestra finita (ecuación 4):

$$D' = 1 - \sum_{i=1}^S \frac{n_i(n_i-1)}{N(N-1)}$$

$$\begin{aligned}
 &= 1 - \left[\frac{50(49)}{9900} + \frac{30(29)}{9900} + \frac{15(14)}{9900} + \frac{5(4)}{9900} \right] \\
 &= 1 - [0.247 + 0.088 + 0.021 + 0.002] \\
 &= 1 - 0.358 \\
 &= 0.642
 \end{aligned}$$

La medida de diversidad de Simpson es sensible a la abundancia de una o dos de las especies más frecuentes de la comunidad (Poole 1974) y puede ser considerada como una medida de “concentración dominante” (Whittaker 1965). Por lo tanto, el índice de Simpson se usa más apropiadamente cuando el grado de dominancia relativa de pocas especies en la comunidad constituye el interés primario, más que cuando existe equidad de abundancia de todas las especies.

Hill (1973), interpreta el índice de Simpson como un medio ponderado de abundancias proporcionales y concluye que el recíproco del índice de Simpson (por ej.. $\frac{1}{D}$ or $\frac{1}{D}$) es

mas apropiado para medir la diversidad que el índice 2 de Simpson (ver Hill 1973) para detalles). Sin preocuparnos de cuál debe ser la formulación usada, el punto importante para propósitos comparativos es que las medidas de diversidad deben expresarse en una escala uniforme.

Teorías de la Información en la Medida de la Diversidad

Los índices de diversidad de especies utilizados con más frecuencia son aquellos basados en la teoría de la información. Este enfoque fue usado primero por Margalef (1958) y como Pielou (1969) ha puntualizado, su uso es apropiado puesto que puede ser “... igualado con la cantidad de incertidumbre que existe respecto a un individuo de una especie seleccionado al azar de una población. En la medida que haya más especies y que estén más cerca de la equidad en su distribución, mayor es la diversidad”. En las medidas de información de diversidad las de uso más frecuente son la H de Brillouin (1962) y la H' de Shannon y Weaver (1949).

Formula (H) de Brillouin

Si los individuos de una colección o comunidad pueden ser contados e identificados, la diversidad absoluta de la comunidad puede ser medida por medio de la fórmula de Brillouin:

$$H = \frac{1}{N} \log_b \left(\frac{N}{n_1! n_2! \dots n_s} \right) \quad (5)$$

Donde N es el número total de individuos y n^1, n^2, \dots, n_s son los números de individuos de cada especie y $N! = (\text{factorial de } N) = N(N-1)(N-2)\dots(1)$, por ejemplo, $5! = 5(4)(3)(2)(1) = 120$. La elección de la base del logaritmo (\log_b) es arbitraria. Si se usa un logaritmo de base 2, la unidad H es llamada “dígito binario” o “bit”. Si se usa un logaritmo natural (\ln) (base e), la unidad se denomina un “bel natural” o “nat”. Cuando se usa un logaritmo común (\log) de base 10, la unidad de H se denomina un “decit” (Pielou 1977).

Debido a que H mide la diversidad absoluta (por ej. la diversidad de la comunidad entera), no posee error estándar. Dos valores cualesquiera de H, son de esta forma, significativamente diferentes (Poole 1974). Para evitar el problema de evaluar factoriales, cuando H se calcula manualmente (porque todo lo que se necesita es su logaritmo) es conveniente usar la ecuación equivalente:

$$H = \frac{C}{N} (\log_{10} N! - \sum \log_{10} n_i!)$$

Donde “N” y “n” son como se define arriba y C es una constante para la conversión de logaritmos de la base 10 a la base elegida para la medida. Para la base 2, $C = 3.321928$; para la base e, $C = 2.302585$; para la base 10 $C = 1$. Por conveniencia los valores apropiados para ser usados en la ecuación (6) se dan en la Tabla 16.1 (modificada de Lloyd et al. 1968), para todos los íntegros desde $n=1$ a 100. Para valores de $\log_{10} n!$ mayores que 100, puede usarse la aproximación de Sterling para factoriales:

$$\log_{10} n! \approx (n + 0.5) \log_{10} n - 0.434294482n + 0.39909$$

Ejemplo 3 – H de Brillouin:

Los datos hipotéticos dados previamente, serán usados para ilustrar el cálculo de H de Brillouin usando la fórmula (6). La medida se basa en logaritmos naturales (base e) de modo que convertidos de logaritmos de base 10 a logaritmos de base e:

$$\frac{C}{N} = \frac{2.302585}{100} = 0.023026$$

Especies	Individuos (n_i)	$\log_{10} n_i!$
1	50	64.4831
2	30	32.4237
3	15	12.1165
4	5	2.0792
Total (N)	100	$\Sigma = 111.1025$

$$*\log_{10} 100! = 157.9700$$

$$H = 0.023026 (157.9700 - 111.1025)$$

$$H = 1.079 \text{ bels naturales por individuo}$$

* Uso de tabla logarítmica para valores

La información total contenida para la colección es $B = H_N$ o $B = 1.079 (100) = 107.9171$ bels naturales.

Función (H') de Shannon - Weaver

En muchos casos no es posible contra e identificar a cada uno de los individuos de una comunidad. En estas instancias se hace necesario tomar una muestra al azar de individuos de todas las poblaciones de las especies presentes. Bajo estas circunstancias, la función de la teoría de Shannon –Weaver (1949) (a la que también nos referimos como función de Shannon Weaver) es la medida correcta de la diversidad. Es uno de los índices de medida más simples y de uso más extenso, que mide el grado promedio de incertidumbre para predecir la especie a la que pertenece un individuo dado, elegido al azar dentro de la comunidad. La formula para la función Shannon-Weaver es:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \log_b p_i \quad (8)$$

Donde S es el número de especies y p_i es la proporción del número total de individuos que constituyen la i ta especie. Las proporciones (p_i) se entienden como proporciones reales de la población que está siendo muestreada. En la práctica por lo general, éstas se estiman de una muestra como $p_i = n_i / N$. Debido a que las p_i son estimadas, es posible computar H' de Shannon directamente en términos de los n_i observados, evitando así el inconveniente (y el redondeo de errores concomitante) del cálculo de proporciones de una muestra (Lloyd et al. 1968).

La base logarítmica es arbitraria, pero cuando H' es calculada manualmente (sin un programa de computadora) es conveniente el uso de la ecuación equivalente:

$$H' \simeq C (N \log_{10} N - \sum n_i \log_{10} n_i) \quad (9)$$

Donde C es la constante para la conversión de logaritmos de base 10 a la base elegida (ver p. 286), y N y n_i son como se ha definido previamente. Esto permite el uso de los valores precalculados para los componentes del índice (\log_{10}) que se presenta en la Tabla 16.1.

Ejemplo 4 – (H') Función de Shannon- Weaver:

Usando la fórmula (9) y con H' basada en logaritmos naturales (de base e),

$$\frac{C}{N} = \frac{2.302585}{100} = 0.023026$$

Especies	Individuos (n_i)	$n_i \log_{10} n_i$
1	50	84.9485
2	30	44.3136
3	15	17.6414
4	5	3.4949
Total (N)	100	$\Sigma = 150.3984$

$$N \log_{10} N = 100 \log_{10} 100 = 200.0000$$

$$H' \simeq 0.023026 (200 - 150.3984)$$

$$H' \simeq 1.1421 \text{ bels naturales por individuo}$$

Uno de los méritos de la función de Shannon resulta de su independencia respecto al tamaño de la muestra, porque estima la diversidad con base en una muestra tomada al azar y que presumiblemente contiene todas las especies de la comunidad (Poole 1974). En la práctica, en diversas comunidades, este tipo de muestra al azar puede resultar imposible de obtener, debido a que el incremento del tamaño de la muestra casi siempre resulta en el hallazgo de individuos de otras especies menos comunes. Sin embargo este sesgo puede ser minimizado si se siguen procedimientos de muestreo estadísticamente válidos (Pielou 1966).

Otro de los índices más difundidos es el Índice de Margalef (1958): $D_{mg} = (S-1)/\ln N$

Estos índices pueden derivarse de los denominados números de diversidad de Hill (Ludwig & Reynolds, 1988). El método de Hill permite ordenar estos índices de acuerdo a su tendencia a sobrevalorar bien la riqueza de especies (dando más 'peso' a las especies menos abundantes y poco comunes o raras), o bien, la dominancia, es decir, dando mayor énfasis a las especies más abundantes. Hill (1973) propuso un método elegante para describir las relaciones entre todos estos índices, definiendo un índice de diversidad como la abundancia proporcional media recíproca y fue capaz de clasificarlos de acuerdo al peso que cada uno de ellos otorgaba a las especies más raras:

$$N_a = (p_1^a + p_2^a + p_3^a + \dots + p_n^a)^{1/(1-a)}$$

N_a es al a orden de diversidad y p_n es la abundancia proporcional de la especie de orden n .

Si $a = 0$; $N_0 = S$ número de especies totales en la comunidad.

Si $a = 1$; $N_1 = e^{H'}$

Si $a = 2$; $N_2 = 1/\lambda = 1/p_i^2$.

Siempre será cierto que $N_0 > N_1 > N_2$.

En el primer caso todas las especies, incluso las raras, son igualmente pesadas. En el segundo se pesan las especies abundantes y, en el tercero, las especies muy abundantes.

El otro parámetro descriptivo de las relaciones de abundancia, es la *Equitatividad*. La equitatividad también se puede medir de muchas formas. Una de las más sencillas es estimarla a partir de la abundancia de la especie dominante:

$$E = 1/sp_1$$

No obstante, una de las más frecuentes es la razón que expresa la equitatividad como la diversidad H' (encontrada) con relación al máximo valor que H' puede alcanzar cuando todas las especies muestran idénticas abundancias; es la familiar ' J ' de Pielou (1975, 1977):

$$E = H'/H_{max} = H'/\ln S$$

Para un desarrollo más extenso de los índices de diversidad, dominancia y equitatividad, el lector interesado puede consultar cualquier texto de Ecología general. Por su claridad y amplitud resultan muy recomendables los de Magurran (1988) y Ludwig & Reynolds (1988). Son igualmente recomendables algunos artículos que tratan con profundidad diferentes aspectos y problemas relativos a la medida ecológica de la diversidad; por ejemplo, Alatalo (1981) en lo que se refiere a índices de equitatividad.

Por su mayor complejidad, no se trata aquí el tema de la estimación de la riqueza de especies. No obstante, merece la pena citar tres artículos de síntesis que tratan en detalle, con claridad y rigor este interesante tema: Hurlshel & Forrester (1983), Baltanás (1991) y Colwell & Coddington (1994).

Índice de equidad

Dentro del concepto de componente dual de diversidad, está incorporada la característica concerniente al tratamiento parejo con el que los individuos de las diversas especies presentes tienen que ser divididos. Este componente denominado equidad es independiente, lógicamente, del segundo componente "riqueza de especies" (Peet 1974). La diversidad máxima posible para un número dado de especies ocurre si todas las especies están presentes en números iguales. En la fórmula de Brillouin este componente es referido como el máximo H , y correspondiente como "máximo H " en la función de Shannon.

Se han propuesto varios enfoques para medir la equidad (ver revisiones en Hurlbert 1971, Hill 1973, Peet 1974, Pielou 1975). De todos estos, lo más frecuentemente utilizados son los " J " y " J^1 " de Pielou (Pielou 1966, 1967). Sus formulaciones son:

$$J = \frac{H}{H \text{ máximo}} \quad (10)$$

Donde H es definida como se ha hecho previamente para la medida de diversidad absoluta de Brillouin (ecuación 5), y donde la diversidad máxima posible es calculada como:

$$H \text{ máximo} = \frac{1}{\ln S} \log \frac{N!}{[N/S]!^{S-r} ([N/S] N+1)!^r} \quad (11)$$

Donde $[N/S]$ es el íntegro, parte de N/S , S es el número de especies, y $r = N - s [N/S]$.

Ejemplo 5 – (J) Medida de Equidad:

Usando los mismos datos hipotéticos usados previamente equidad (J) podría ser calculada de la ecuación (10) como sigue:

$$J = \frac{H}{H \text{ máximo}}$$

$$H = 1.079 \text{ (ver ejemplo 3)}$$

$$N/s = \frac{100}{4} = 25$$

$$\begin{aligned} r &= 100 - 4 (100/4) \\ &= 100 - 4 (25) \\ &= 100 - 100 \\ &= 0 \end{aligned}$$

$$\begin{aligned} H \text{ máximo} &= \frac{1}{100} \log_{10} \frac{100!}{(25!)^4 (26!)^0} \\ &= \frac{1}{100} \log_{10} 100! - (4 \log_{10} 25! + 0 \log_{10} 26) \\ &= \frac{1}{100} 157.9700 - (4 \times 25.1906 + 0) \\ &= \frac{1}{100} 157.9700 - 100.7624 \\ &= \frac{57.2076}{100} \\ &= 0.5721 \text{ decits por individuo} \end{aligned}$$

Con el propósito de comparar la diversidad máxima con logaritmos de base e (usados en el cálculo de H) este valor se multiplica por el factor de conversión adecuado y, $H \text{ máximo} = (0.5721) (2.302585) = 1.3173$ bels naturales por individuo. Inicialmente H máximo fue calculado con logaritmos de base 10 de manera que pudieran ser usados en cálculos manuales los valores precalculados usando las tablas logarítmicas. Ahora, substituyendo en la ecuación (10), la equidad calculada para los datos de la muestra es:

$$J = \frac{1.079}{1.3173} = 0.8191$$

La medida apropiada de equidad para usarse con la medida de diversidad de Shannon-Weaver es:

$$J' = \frac{H'}{H' \text{ máximo}}$$

Donde H' es el valor de diversidad como se ha definido previamente para la función de Shannon-Weaver y H' máximo es igual al logaritmo del número de especies ($\log S$), usando la misma base de logaritmos usada en el cálculo de H' .

Para los datos previamente usados de muestra donde $H' = 1.149$ y usado los valores para \log_{10} de la columna 1, tabla 16.1, donde H' máximo se define como el logaritmo del número de especies, entonces:

$$\begin{aligned} H' \text{ máximo} &= \log_{10} 4 \\ &= 0.6021 \end{aligned}$$

Usando el factor correcto para logaritmos de base e usados en el cálculo de H' .

$$\begin{aligned} H' \text{ máximo} &= (0.6021) (2.302585) \\ &= 1.3863 \text{ bels naturales por individuo} \end{aligned}$$

Substituyendo en la fórmula (12) el valor de equidad para los datos es,

$$J' = \frac{1.142}{1.3863} = 0.8238$$

Mientras ambos índices de equidad arriba indicados, son usados ampliamente, con frecuencia se ignoran sus limitaciones. La limitación más importante es su dependencia en el número de especies. Para un cálculo seguro de cualquiera de las dos medidas, es necesario conocer el número total de especies de la comunidad (muestra). En la mayoría de la aplicaciones ecológicas esto es virtualmente imposible de determinar. La mayor parte de los investigadores (particularmente aquellos que usan la función de Shannon-Weaver) han substituido el número total de especies presentes en la comunidad. Como resultado, (S) es casi siempre subestimado y consecuentemente la equidad es sobreestimada. Ver Peet (1974) para mayores detalles sobre este tópico.

Índice de agregación

Tomado de: Santiago Clavijo A. Fundamentos de manejo de plagas. Universidad Central de Venezuela. p. 76-107.

Diferentes clases de índices han sido desarrolladas con la intención de estimar el tipo de distribución espacial de las poblaciones. Southwood (1978) propone utilizar como índice de dispersión la relación entre la varianza (S^2) y la media (x) según la siguiente ecuación:

$$ID = \frac{S^2(n-1)}{\bar{X}}$$

En la cual:

ID= Índice de dispersión

S^2 = Varianza

\bar{x} = Media

n= Número de muestras.

Este índice se utiliza para probar la distribución al azar, representada fundamentalmente por Poisson, mediante una prueba de Chi-cuadrado (χ^2); habrá concordancia, es decir la distribución será al azar, si el valor de ID está dentro de los límites (0,95 y 0,05) de los Chi-cuadrados (χ^2) encontrados en las tablas convencionales para n-1 grados de libertad.

Otro índice usado extensamente es el cálculo del parámetro K de la binomial negativa, el cual es calificado como índice de agregación de una población y que tiene como limitante la variación de su valor numérico como producto de las alteraciones en la densidad de la población bajo estudio (Taylor 1984).

Bliss y Fisher (Poole, 1974) señalan tres formas para calcular K. La primera es:

$$K = \frac{\bar{x}^2}{S^2 - \bar{x}}$$

En donde:

K= Índice de agregación

\bar{x} = Media

S^2 = Varianza

Y que es aplicable siempre y cuando la media sea pequeña y la relación K/\bar{x} mayor a 6, o \bar{x} grande y K mayor a 13, o \bar{x} moderada y $(K+\bar{x})/(K+2)/\bar{x}$ igual o mayor a 15.

En caso de dudas en cuanto a la aplicación de esta fórmula, sobre todo en lo relativo a la calificación de la media (pequeña, grande, moderada), se recomienda usar la siguiente ecuación para el cálculo de K:

$$K \log \left(1 + \frac{\bar{X}}{K} \right) = \log \left(\frac{N}{f_0} \right)$$

En la que lo único que cambia es:

N= Número de muestras

f_0 = Número de muestras sin individuos

log= Logaritmo en base 10

La resolución de esta ecuación se realiza mediante interacciones, asignándole valores a K hasta obtener la satisfacción de la igualdad planteada.

La otra forma de calcular K es mediante la expresión:

$$K \log \left(1 + \frac{\bar{X}}{K} \right) - E \left(\frac{Ax}{K+x} \right) = 0$$

En la cual todos los términos permanecen como antes, salvo Ax que representa la suma de las frecuencias observadas de las unidades que contienen más de x individuos y el logaritmo utilizado es el de base e. En este caso, nuevamente la resolución de la ecuación se intenta mediante iteraciones hasta lograr la igualdad planteada. La bondad de ajuste a la binomial negativa se prueba mediante el cálculo de los estadísticos U o T y el de sus respectivos errores standards.

El uso de U o T, así como el valor aproximado de sus errores standards puede lograrse utilizando el Figura 14, recomendándose U si la X son pequeñas y T si son grandes.

Si utilizamos U su estimación se hará mediante la fórmula siguiente:

$$U = S^2 - \left(X + \frac{\bar{X}^2}{K} \right)$$

Y en caso de tener que utilizar T, la expresión de cálculo será:

$$T = \left(\frac{\sum fx^3 - 3\bar{X} \sum fx^2 + 2X^2 \sum fx}{N} \right) - S^2 \left(\frac{2S^2}{\bar{X}} - 1 \right)$$

Habiendo calculado el valor de U o T según fórmulas señaladas y estimado el de sus errores standards mediante el Fig. 14 (Evans, 1953), diremos que hay un buen ajuste a la binomial negativa si el rango de valores, producto de sumas y restar los errores standards a sus respectivos estadísticos (U o T) incluye el valor de cero (0); de ser este el caso, la población bajo estudio muestra una distribución espacial agregada.

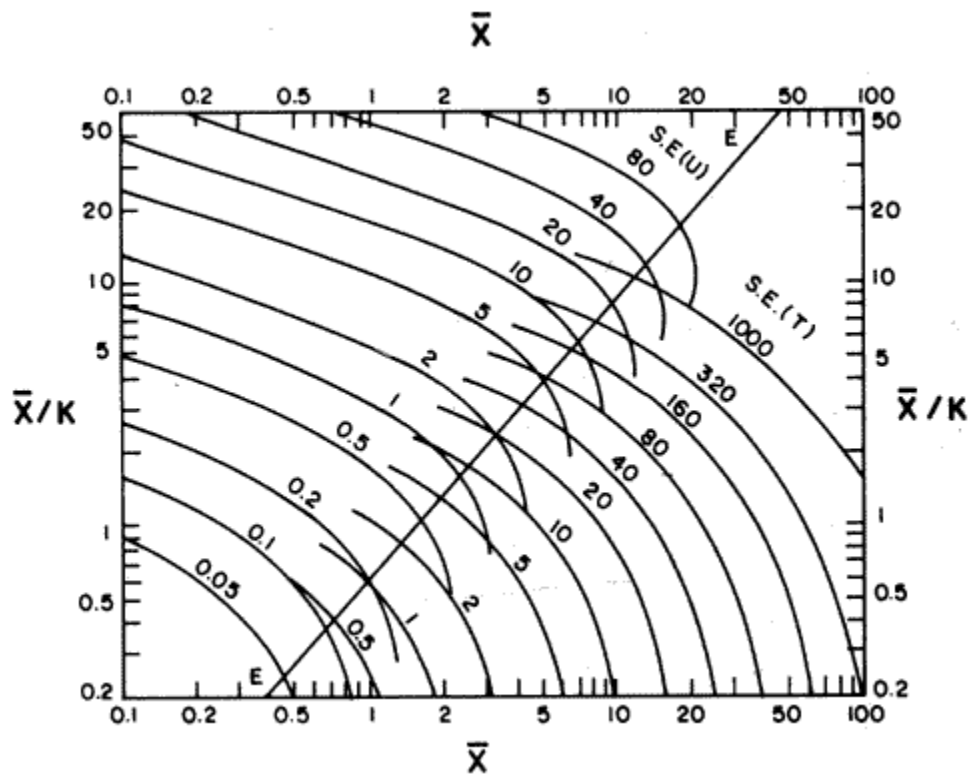


Fig.14. Errores Standards Aproximados de T y U para N= 100. para otros Valores de N, error Standard debe ser multiplicado por 10

De una manera general, el valor de K es indicativo del valor de agregación de la población y puede ubicarse entre cero e infinito. Cuando K se aproxima a infinito la distribución tiende a ajustarse a Poisson (al azar), mientras que cuanto más se acerca a cero mayor será el grado de agregación de la población y mejor su ajuste a la binomial negativa. Según Poole (1974) valores de K hasta un máximo de 8 indican agregación en la población y pueden usarse como indicativo rápido de la situación.

Morisita (1962) al tratar de evitar el efecto del camafio de las muestras en la estimación del nivel de agregación de las poblaciones, sugiere un índice de agregación que asume, para ser válido, el que la población está constituida por grupos de individuos, espacialmente diferenciados, y que dentro de cada uno de estos grupos la ubicación de los individuos es al azar. El índice se calcula mediante la fórmula:

$$I_s = \frac{\sum n_i (n_i - 1)}{n(n-1)} N$$

En la cual:

I_s = Índice de agregación

N_i = Número de individuos en cada una de las muestras

N = Total de individuos en el total de muestras.

n = Número de muestras.

Si este índice de agregación es igual a 1, la distribución es al azar, si es mayor que 1, agregada, y si es menor que 1 será uniforme.

La significación estadística de la desviación del índice con respecto a la unidad puede ser probada mediante una prueba de F, en la cual:

$$F_c = \frac{I_s (n-1) + N - n}{N-1}$$

El valor de F_c comparado con la tabla de F con $n - 1$ grados de libertad para el numerador, e infinito para el denominador. Si F_c es mayor que la F de la tabla, al correspondiente nivel de significación (1 o 5%), se puede rechazar la hipótesis de igualdad a 1, y por lo tanto, el índice señalará agregación o uniformidad para la distribución espacial de la población, según sea el caso.

El **índice de Morisita** tiene los requerimientos señalados al comienzo de su tratamiento por lo que su aplicación no es muy amplia. Stiteler y Patil (1971) indican que la validez de su uso queda restringida a aquellos casos en los que las unidades de muestreo son entidades físicas, tales como una planta o una hoja. Taylor (1971), para el establecimiento de la distribución espacial, sugiere una relación empírica entre la media y la varianza de una población, la cual ha pasado a conocerse como la ley de potencia de Taylor (Southwood, 1978; Ruesink, 1980; Ruesink y Kogran, 1982).

Según la misma, la mencionada relación puede expresarse en la forma siguiente:

$$S^2 = a \bar{X}^b$$

En donde:

S^2 = Varianza

\bar{X} = Media

a = Coeficiente que varía según la técnica de muestreo

b = Exponente que representa una constante de las especies.

Cuando a y b son iguales a 1, la relación describe la distribución de Poisson y estaremos en presencia de una población con una distribución espacial al azar.

El procedimiento de prueba utilizado para el principio de la ley de potencia de Taylor consiste usualmente en el cálculo de la regresión lineal del logaritmo de la varianza como variable dependiente contra el logaritmo de la media como variable

independiente, resultando del mismo una expresión lineal recta en la cual "a" representa el intercepto y "b" la pendiente.

Si la pendiente calculada mediante el procedimiento señalado difiere significativamente de 1, la población tendrá una distribución distinta a la del azar.

Ruesink (1980) indica que para el caso de insectos plagas, el valor de la pendiente se ubica usualmente entre 1,4 y 2.

Taylor (1971) mantiene que sólo a muy bajas densidades se pueden encontrar resultados que indiquen una distribución de las poblaciones al azar y que en todo caso esta conclusión es espúrea, ya que lo que se demuestra en realidad es la incapacidad para estimar la verdadera distribución cuando la población es baja.

Más tarde el mismo autor (Taylor, 1984) atribuye la posibilidad de declarar distribuciones al azar en las poblaciones naturales al tamaño de la muestra, haciendo énfasis que en un conjunto de muestras pequeñas en las que se presenta un solo individuo en varias de ellas, se puede detectar una falsa distribución al azar, lo que puede evitarse tomando muestras más grandes.

Lloyd (1967) desarrolla el concepto de agregación media (mean crowding) en el sentido de la media del número de individuos en relación a un individuo que no está incluido en dicha media, cuando todos están ubicados en un mismo lugar. La intención de la medida es la de indicar los posibles efectos de interferencia o competencia que pudiesen derivarse de un encuentro fortuito. Tiene validez si se aplica sobre individuos que se mueven libremente en un hábitat continuo y uniforme, sin mostrar territorialidad. La agregación media puede calcularse según la fórmula:

$$\overset{0}{\bar{X}} = \bar{X} + \left(\frac{S^2}{\bar{X}} - 1 \right)$$

En la cual:

$\overset{0}{\bar{X}}$ = Agregación media

S^2 = Varianza

\bar{X} = Media

o

Utilizando la agregación media ($\overset{0}{\bar{X}}$) en la relación a la media de la densidad de la población (\bar{X}), Lloyd (1967) calcula el grado de agregación de la misma en función de un índice de parcheo (patchiness) que puede ser estimado según la fórmula:

$$\frac{\overset{0}{\bar{X}}}{\bar{X}} = 1 + \frac{1}{K}$$

En la que K representa el parámetro de la binomial negativa, aunque puede ser tomado como una medida de agregación independiente del tipo de distribución considerada.

Dependiendo de que la relación entre la agregación media y la media de la densidad de la población sea menor, igual o mayor que uno, su distribución será uniforme, al azar o agregada respectivamente.

Iwao (1971) señala que lo desarrollado por Lloyd es una buena medida de la agregación de la población cuando existe un solo tipo de distribución espacial, mientras que si existe más de un tipo de distribución, la regresión entre la agregación media como variable dependiente y la media de la densidad de la población como variable independiente, rinde una mejor información biológica. El uso de la regresión propuesta por Iwao, elimina el problema que ocurre en el cálculo de otros índices cuando se suceden cambios en la densidad de la población, permitiendo así la estimación del tamaño de la muestra y la escogencia de la transformación adecuada de los datos para el análisis de la varianza (Iwao y Kuno, 1968).

Los diversos métodos sugeridos para la determinación del patrón de distribución espacial, refuerzan la importancia de este aspecto como atributo específico y obligan a ser cuidadoso en su estimación porque no sólo cambia entre especies sino que en la misma puede variar según las circunstancias.

Fye (1974) señala que muchas de las muestras de insectos presentes en algodón se corresponden con una distribución agregada al ser descritas por la binomial negativa, sin embargo algunas otras son ajustadas por Poisson, lo que sugiere una distribución al azar, mientras que unas pocas no pueden ser adscritas a ninguna de las distribuciones conocidas.

Clavijo (1978) al trabajar con larvas del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* determinó una distribución al azar para la población de larvas (grandes y medianas) contadas en las plantas, sin separar ni extraer la parte terminal o cogollo. García (1982) confirma los resultados con las larvas grandes y medianas de *S. frugiperda* y estima la distribución para la población de larvas pequeñas resultando agregada y responsable de la distribución de la población de las larvas, cuando esta se estima descartando el criterio de tamaño.

Segnini (1984) encontró que *Empoasca Kraemeri* (Homoptera: Cicadellidae) presentaba variaciones en la distribución espacial de sus poblaciones tanto en relación a la época de cultivo como en cuanto a la fase de insecto involucrada en la estimación. En el caso de los adultos, la distribución espacial resultó al azar cuando sus densidades fueron muy bajas, situación frecuente al inicio del cultivo (invasión) y hacia el final del mismo (emigración). El resto del tiempo los adultos, así como los huevos y las ninfas, presentaron una distribución agregada de sus poblaciones.

Yépez (1985) cuando estudiaba tres especies de coquitos perforadores (Coleoptera: Chrysomelidae) que atacan la caraota en Venezuela, encontró que *Andrector*

arcuatus presentaba una distribución de sus poblaciones adultas al azar en las primeras semanas para luego tomar definitivamente un patrón agregado, mientras que **Andrector ruficornis** y **Gynandrobrotica equestris** mantuvieron una distribución espacial al azar durante todo el ciclo del cultivo y durante las dos temporadas que duró el estudio.

Fernández (1984) luego de muestrear las poblaciones de ninfas y adultos, tanto macrópteros como braquípteros de **Peregrinus maidis** definió que la distribución espacial fue, en términos generales, agregada, sin embargo los adultos macrópteros, durante las siembras en período de lluvia, y al principio y al final de las siembras en período seco, presentaron una distribución espacial al azar.

Los ejemplos presentados, refuerzan la existencia de variación en los patrones de distribución espacial de las poblaciones de una misma especie y ratifican la necesidad de este tipo de conocimiento si deseamos muestrear eficientemente.

El programa de muestreo

Antes de comenzar a trabajar en un programa de muestreo es necesario definir un conjunto de premisas entre las cuales podemos señalar:

1. Objetivos del muestreo

Una interrogante fácil, muchas veces no suficientemente clara en los programas de muestreo es: ¿qué se intenta con el muestreo? La intención determina el nivel de precisión, o dicho de otra forma, la magnitud del error que estamos dispuestos a aceptar y, en consecuencia, estará directamente relacionada con el número de muestras a tomar, el tamaño de las mismas y la frecuencia del procedimiento; todo esto condicionado por el costo implícito en su realización.

La estimación de la presencia geográfica de una determinada plaga puede realizarse mediante estudios extensivos, que demandan menor número de muestras por localidad que las que se requerirían para tomar la decisión de aplicar o no una medida de control, o para relacionar las magnitudes poblacionales con el daño infringido a un determinado cultivo, y estas, a su vez serán menores que las necesarias para la construcción de una tabla de vida que refleje acertadamente el impacto de los factores de mortalidad natural sobre el desarrollo de una población.

En el caso de insectos plaga, los muestreos tienen como intención estimar la abundancia de las poblaciones, como base para la predicción de futuros incrementos de las mismas en aras de la prevención de posibles daños (Strickland, 1961).

2. Definición del universo a muestrear

Según Morris (1955), el universo está constituido por todos los individuos de una determinada especie localizados en un hábitat determinado dentro de una localidad geográfica; como consecuencia de esto, el muestreo estará dirigido al hábitat en el que

se encuentra la población. Si intentamos conocer las fluctuaciones poblacionales de una especie en un agroecosistema determinado y si esa especie es de hábitos polífagos, nuestro hábitat estará constituido por el conjunto de plantas que pueden sustentarla (cultivos y vegetación natural); sí por el contrario, nuestra intención es la de medir la influencia de las poblaciones como expresión de su capacidad de daño en un determinado cultivo, el universo estará constituido por aquellos individuos ubicados sobre las plantas que nos interesan.

3. Escogencia del método de muestreo

No existe un método universal de muestreo que pueda ser aplicado en todas las situaciones ni que sea eficiente para todas las fases de una determinada especie. La selección del método más eficiente implica no sólo evaluar su capacidad de estimación poblacional, sino también su rapidez y costo. Morris (1955), Strickland (1961), Southwood (1978), Kogan y Herzog (1980) y Ruesink y Kogan (1982) presentan detalladas exposiciones en relación a métodos de muestreo que pueden agruparse en la forma siguiente: a) muestreo de las plantas; b) muestreo de las plagas, c) muestreo de los enemigos naturales de las plagas.

a) Muestreo de las plantas

En manejo de plagas, los cultivos (las hospederas en general) son el objetivo central de la actividad y en muchas oportunidades se hace necesario la evaluación, cuando no la determinación, del estado de crecimiento de las plantas, el grado de desarrollo de las mismas, la superficie foliar actual, el nivel de daño en las plantas atacadas, etc. El muestreo de las plantas puede hacerse mediante dos métodos, la remoción de la planta o parte de ésta para su revisión posterior o la revisión de la misma en el sitio. Escoger uno u otro es materia de los propósitos y de la capacidad de trabajo en el campo versus laboratorio, sin olvidar que cuando se trabaja en fincas comerciales, lo menos que se afecte la plantación será mejor recibido por el agricultor.

b) Muestreo de las plagas

Dependerá del comportamiento específico de la especie o las especies en consideración y en función del mismo podrá ser apropiado:

- Contaje directo de los individuos mediante observación visual.
- Separación de los individuos de su hábitat para posterior contaje, mediante técnicas que induzcan el abandono del mismo, tales como mover o golpear las plantas, utilización de sustancias químicas, lavado de las áreas ocupadas, etc., o que produzcan esta separación como en el caso de embudos con cuna fuente lumínica, aparatos con capacidad de succión, y el uso de malas entomológicas.
- Captura de los individuos mediante trampas, las cuales pueden ser de succión (muestreo de aire), de caída, lumínicas, con cebos alimenticios, feromonas, etc.,

c) Muestreo de los enemigos de las plagas.

En el caso de los enemigos naturales es necesario reconocer la diferencia entre aquellos que son de vida libre (depredadores) y los que están asociados en una forma parasítica a sus hospederas. La metodología de muestreo a utilizar no difiere básicamente de la ya señalada, estando su aplicación condicionada al tipo de vida (libre o parasitaria) y a la fase del enemigo natural que se desea evaluar. En el caso de enemigos naturales íntimamente ligados al hospedero (larvas parasíticas, enfermedades, nematodos, etc.), el muestreo de la hospedera y la evaluación de la presencia en ella de los agentes biológicos de mortalidad es un procedimiento usual. Cuando se trata de depredadores y de las fases adultas de insectos parasíticos, los métodos de muestreo pueden asimilarse directamente a los señalados en el caso de las plagas.

4. Realización de un muestreo preliominar (Ver muestreo de áfidos en loroco)

Antes de comenzar con un programa de muestreo es necesario realizar una actividad que nos genere información indispensable para decidir las características de dicho programa. Esta actividad nos permitirá la definición de la unidad de muestreo, el tamaño de la muestra, su localización, el número de muestras a tomas, el momento en el cual realizar el muestreo, y la periodicidad del mismo.

La unidad de muestreo

Ya se ha señalado que el universo a muestrear esta constituido por todos los individuos presentes en el hábitat de nuestro interés. En el caso de las plagas agrícolas, las plantas de un determinado cultivo constituyen el hábitat su objeto a evaluación y ésta pudiese ser nuestra primera aproximación a la definición de la unidad de muestreo. No obstante no siempre ocurre una distribución uniforme de los individuos sobre la planta, por lo que una reducción en términos de que revisar, puede llevarnos a la selección de determinado para de la planta (raíces, hojas frutos, etc.) como unidad de muestreo, en virtud de que hemos precisado el concepto de hábitat. En consecuencia lo verdaderamente importante es la definición del hábitat a ser maestreado, teniendo presente que dentro del mismo es factible diferenciar aquella parte que tiene un interés particular a los fines del muestreo; esa parte se constituirá en el lugar hacia donde se enfocará el muestreo y los componentes individuales de la misma pasarán a representar las unidades de muestreo.

Según Morris (1955), las unidades de muestreo deben tener las siguientes características:

- Deben tener igual oportunidad de ser escogidas para constituirse en buenas representaciones del universo maestreado, por lo tanto han de permitir la realización del muestreo en una forma completamente aleatorizada.
- Ser estables, es decir no deben cambiar sus características a lo largo del tiempo y si esto ocurre, la magnitud del cambio debe ser fácilmente detestable. En

cualquier caso, que los cambios no afecten la posibilidad de ser escogidas por las poblaciones que están siendo evaluadas.

- La proporción de individuos que usa la unidad de muestreo como hábitat debe permanecer constante, independientemente de los cambios de densidad que experimente la población de los mismos.
- Que el tamaño sea lo suficientemente pequeño como para permitir la toma de revisión de un número suficiente de ellas en cada lugar, de manera de hacer una buena estimación de la variación existente. El balance entre el número de muestras y el costo de su obtención puede ser más fácilmente alcanzado mediante muestras pequeñas que mediante muestras grandes.
- Preferiblemente relacionadas con unidades de superficie, para facilitar la estimación absoluta de las poblaciones.
- Su identificación en el campo debe ser fácil, así como su obtención, sin que esto disturbe apreciablemente las poblaciones a se estimadas.

La localización de la muestra dentro del hábitat

Una vez definida la unidad de muestreo y el tamaño de muestra, el siguiente paso es establecer si la toma de las mismas ocurrirá en cualquier parte del hábitat o se concentrará en lugares particulares del mismo. Cuando estamos en presencia de especies que ocupan cualquier parte del hábitat, por ejemplo, hojas de una planta sin mostrar ninguna preferencia por la ubicación de las mismas, las muestras (las hojas) podrán ser tomadas en cualquier lugar de la planta y rendir la información deseada. Sin embargo, la situación más frecuente es la contraria, es decir, poblaciones de una determinada especie tienden a ubicarse en lugares particulares, por lo que si se desea una buena estimación poblacional es indispensable concentrar los esfuerzos de muestreo en aquellas partes del hábitat donde existe la mayor posibilidad de encontrar a los individuos.

Entre las dos situaciones señaladas, que pudiésemos calificar como los extremos, existe una intermedia y es la de existencia de una ubicación diferencial de la población en función de ciertas subdivisiones o estratos de hábitat, en cuyo caso, y demostrada su existencia, se hace indispensable una estrategia de muestreo distinta a las que se pueden utilizar en los casos anteriores. En este punto debemos ser cuidadosos con el significado del término localización pues tiene dos sentidos: uno horizontal, en relación al campo de cultivo o en forma más general, el área bajo estudio; y el otro vertical, referido a la planta o unidad de hábitat. Un muestreo preliminar donde se divide el área en parcelas iguales y dentro de ellas se determine la existencia o no de ubicaciones particulares de las poblaciones en relación a la unidad de hábitat puede conducirnos a la escogencia del patrón de muestreo más adecuado a nuestros propósitos.

En función de lo que hemos venido discutiendo, el patrón de muestreo puede ser calificado (Southwood, 1978) como:

- Completamente aleatorizado, cuando las muestras son tomadas estrictamente al azar sin ninguna referencia predeterminada en relación a la ubicación de los puntos de muestreo y donde cada muestra tiene la misma probabilidad de ser escogida.

- Estratificado, cuando el hábitat se divide en estratos y dentro de cada uno de ellos se toma un número de muestras al azar. La estratificación puede ser horizontal y vertical (en el campo y en la planta) o puede afectar sólo uno de los componentes, es decir, se estratifica la superficie y dentro de cada subdivisión se toman las muestras completamente al azar, o los puntos de muestreo se escogen aleatoriamente y en cada uno de ellos se estratifica la unidad de hábitat.
- Sistemático, en cuyo caso las muestras son tomadas repetidamente en el mismo lugar del muestreo sin que exista el criterio de aleatorización, estando su uso restringido a situaciones muy particulares, una de las cuales pudiese ser el seguimiento del proceso de colonización de una determinada especie.

Muestreo secuencial

El muestreo secuencial fue desarrollado durante la segunda guerra mundial con el objetivo de facilitar el control de calidad en la producción de equipos militares, por lo que se mantuvo como secreto hasta 1945 cuando fue hecho público (Boivin y Vincent, 1983). A partir de esta fecha su uso se fue extendiendo a otras ramas de la industria y llegó a alcanzar el campo biológico, siendo dentro de éste particularmente utilizado en entomología donde existen numerosas publicaciones dedicadas a su aplicación en caso de insectos plagas (Pieters, 1978).

La finalidad del muestreo secuencias se aleja de la clásica estimación de la densidad de una determinada población en términos numéricos y tiende, más bien, a la dosificación de la misma en categorías más amplias que se han establecido en función de la capacidad de daño y que conducen a la toma de decisiones en el sentido de aplicar o no medidas de control.

Onsager (1976) señala que mientras el muestreo ordinario usualmente requiere de un número fijo de muestras para una estimación de la densidad poblacional aun determinado nivel de precisión, lo cual implica que dicho número de muestras será inadecuado por pequeño a bajas densidades y por excesiva, a grandes densidades el muestreo secuencial cambia el número de muestras requeridas para la toma de decisiones en función de la densidad poblacional presente, siendo este número pequeño si la población es muy baja o muy alta en relación a las categorías preestablecidas, haciéndose necesario su incremento solo si la dosificación de la población presente es difícil.

En líneas generales al comparar el muestreo convencional con el secuencias, en términos de ahorro de tiempo se lograrán reducciones del 50% al 75% cuando se utiliza el secuencial (Shepard, 1980). La técnica del muestreo secuencias implica un procedimiento en el cual las muestras son tomadas en una secuencia, con intentos de decisión después de la obtención de cada una. Si las poblaciones son muy bajas o muy altas la decisión se alcanza después de unas pocas muestras; si es intermedia habrá que seguir muestreando hasta lograrlo.

El diseño de un plan de muestreo secuencias requiere del conocimiento del tipo de distribución espacial de las poblaciones de la especie bajo observación y del umbral

económico de infestación de la misma, así como de la fijación de una probabilidad de error aceptable para el procedimiento.

La distribución espacial es importante para la escogencia de las fórmulas apropiadas a se utilizadas, habiéndose diseñado para poblaciones que se ajustan a las distribuciones binomial, binomial negativa y Poisson (Onsager, 1976)

El umbral económico de infestación sigue siendo un elemento fundamental para la toma de decisiones y en el caso del muestreo secuencias se hace indispensable conocer la densidad de población ante la cual hay que aplicar una medida de control, si se desea evitar el daño económico.

La probabilidad aceptable de error usualmente se hace igual para los dos tipos de errores, comúnmente señalados en estadística como: error tipo I y error tipo II. Debemos recordar que error tipo I es aquel que se comete al rechazar la hipótesis nula (H_0) siendo cierta, mientras que error tipo II es el que implica aceptar la hipótesis nula (H_0) siendo falsa. Las hipótesis que se manejan en este caso son:

Hipótesis nula (H_0): La densidad de la población está por debajo del umbral económico de infestación y por lo tanto no es necesaria la aplicación de medidas de control.

Hipótesis alternativa (H_a): La densidad de la población está en el umbral económico de infestación y se hace necesaria la aplicación de medidas de control.

La probabilidades, α para el error tipo I y β para el error tipo II, ya hemos dicho que se hacen convencionalmente iguales, aunque pudiese no se así, fijándose usualmente a niveles de 0,10 ó 0,05.

Habiéndose satisfecho los requerimientos señalados, se procede al cálculo de los límites de aceptación y rechazo, con sus correspondientes representaciones gráficas, las cuales ayudan a visualizar el tipo de decisión a tomar. Para muchas personas el manejo de gráficas es el más tedioso que el de las tablas; a partir de las primeras se pueden generar tablas que indiquen el número y la clase correspondiente a dichas muestras. Los límites de la clase determinará el tipo de decisión, valores de campo mayores que el límite superior indicarán la necesidad de aplicar medidas de control, mientras que valores menores que el límite inferior señalaran lo contrario. Si los valores de los contajes de campo se mantienen dentro de la clase, no habrá decisión y se tendrá que continuar con el muestreo, lo que plantea la interrogante de ¿hasta cuándo?, si la indecisión se mantiene después de un cierto número de muestras. La respuesta le dará la comparación del costo de seguir el muestreo contra el de pararlo y repetir el procedimiento dos o tres días después. Si esto no es posible, existe la posibilidad de tomar la decisión en función del valor generado por el último muestreo, considerando su ubicación en relación a los límites de la clase correspondiente y escogiendo la más cercana.

Con el objeto de dejar claro los procedimientos esbozados en los párrafos anteriores procederemos al establecimiento de los elementos necesarios para un plan de

muestreo secuencial de una especie hipotética, ante dos alternativas en relación a su distribución espacial: al azar (Poisson) y agregada (binomial negativa).

Características generales: se ha determinado que el umbral económico de la especie es de 10 individuos por muestra, estando cada una de éstas constituida por 50 pases de malla entomológica convencional. En consecuencia, la hipótesis nula (H_0) se fija en 9 individuos y la hipótesis alternativa (H_a) en 10 individuos. Para el caso de que su distribución fuese agregada se ha calculado un valor de K igual a 8.0

Los límites de aceptación y rechazo van a venir dados por las líneas producto de las siguientes ecuaciones:

Línea superior: $d_1 = a_1 + bN$

Línea inferior: $d_2 = a_2 + bN$

En las cuales:

d_1 y d_2 = Densidades poblacionales expresadas como número de individuos.

a_1 y a_2 = Interceptos de las rectas

b = Pendientes de las rectas

N = Número de muestras.

Las probabilidades de errores tipo I y tipo II se establecen iguales de forma que $\alpha = \beta = 0,10$.

Procedimiento de cálculo según los tipos de distribución espacial

POISSON

$$\alpha_1 = \frac{\log(1-\beta / \alpha)}{\log(H_a / H_0)}$$

$$\alpha_2 = \frac{\log(1-\beta / \alpha)}{\log(H_a / H_0)}$$

$$b = \frac{0,4343 (H_a - H_0)}{\log(H_a / H_0)}$$

Binomial negativa

$$a_1 = \frac{\log(1 - \beta / \alpha)}{\log(P_2 Q_1 / P_1 Q_2)}$$

$$a_2 = \frac{\log(1 - \alpha / \beta)}{\log(P_2 Q_1 / P_1 Q_2)}$$

$$b = K \frac{\log(Q_2/Q_1)}{\log(P_2 Q_1 / P_1 Q_2)}$$

$$P_1 = \frac{H_0}{K} \quad P_2 = \frac{H_a}{K}$$

$$Q_1 = 1 + P_1, \quad Q_2 = 1 + P_2$$

La aplicación de las fórmulas para cada tipo de distribución espacial nos conduce a los siguientes resultados.

Poisson

$$a_1 = 20,8543$$

$$a_2 = 20,8543$$

$$b = 9,4825$$

$$d_1 = 20,8543 + 9,4913 N$$

$$d_2 = 20,8543 + 9,4913 N$$

Binomial negativa

$$P_1 = 1,125$$

$$Q_1 = 2,125$$

$$P_2 = 1,250$$

$$Q_2 = 2,250$$

$$a_1 = 45,5835$$

$$a_2 = -45,5836$$

$$b = 9,4792$$

$$d_1 = 45,5836 + 9,4792 N$$

$$d_2 = -45,5836 + 9,4792 N$$

Debe resaltarse que en ambas alternativas, la diferencia entre a_1 y a_2 viene dada por el signo en virtud de que α fue fijado igual β ; de no haber sido así, los valores absolutos de los interceptas hubiesen resultado diferentes.

Los Figura 15 y 16 presentan las rectas producto de las ecuaciones calculadas y las zonas de decisión que se generan a partir de las mismas. La observación de los gráficos nos conduce a la ratificación de la dificultad práctica que se generaría al tratar de utilizarlos en el campo, en virtud de la necesidad de detenernos a ubicar, siempre con un nivel de aproximación, nuestros resultados en relación a las gráficas; y a la comprobación del efecto de la distribución espacial de las poblaciones de un organismo sobre el programa tendente a muestrearlas.

El asumir un tipo de distribución u otro, implica diferencias en los límites numéricos de decisión afectando en consecuencia el número de muestras necesarias para alcanzar una respuesta a la pregunta de si controlar o no.

Fig. 15. Zonas de decisión producto de un muestreo secuencial a una población cuya distribución espacial se ajusta a Poisson (Al azar)

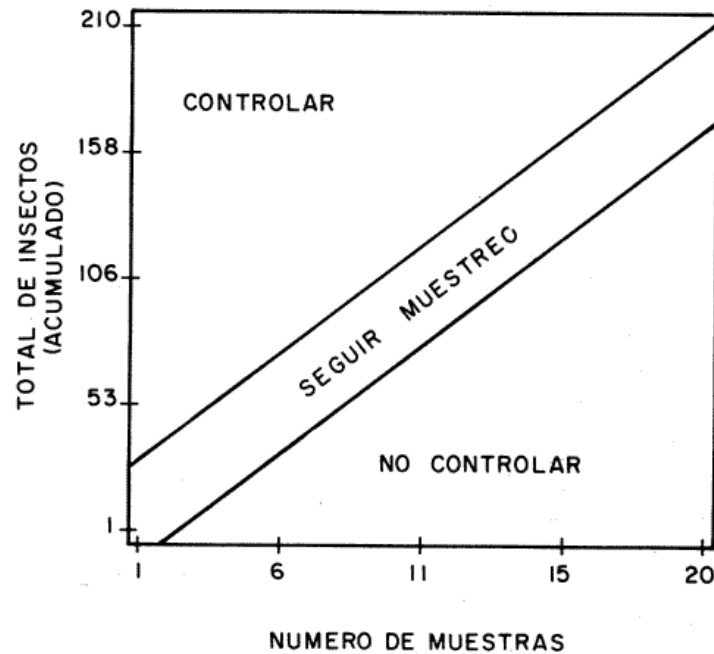
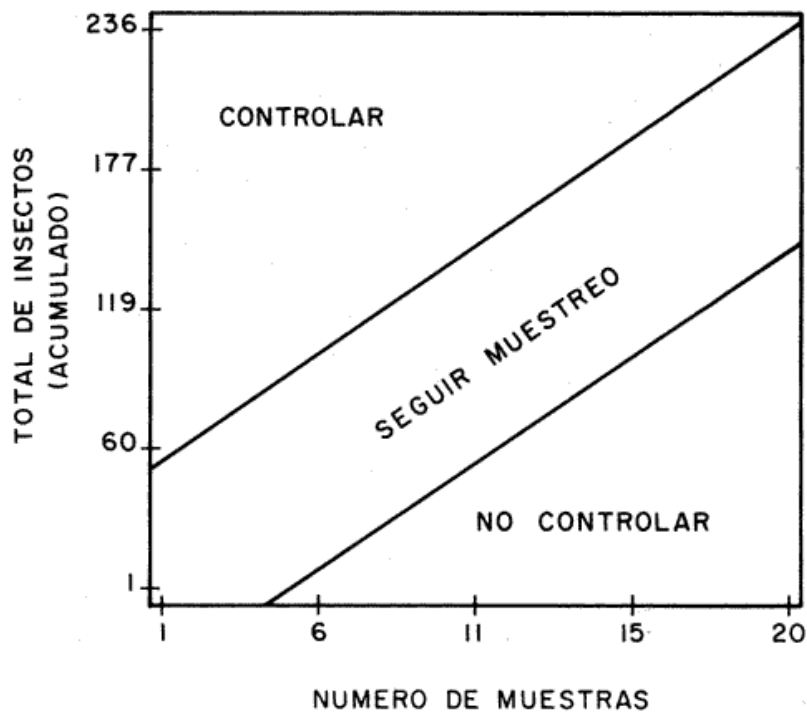


Fig. 16. Zonas de Decisión Prpducto de un Muestreo Secuejcial A una Población cuya Distribución Espacial se ajusta a la Binomial Negativa (Agregada)



Como ya hemos señalado, a partir de estas gráficas se pueden elaborar tablas que facilitan la instrumentación del programa de muestreo secuencial en el campo. En el Cuadro 11 se plantea la relación entre el número de muestras y los límites de las clases que se generan de la aplicación de las ecuaciones ya presentadas para el caso de Poisson y la binomial negativa. Si dado un número de muestras, el valor acumulado de las capturas se mantiene dentro de los límites de la clase correspondiente, no habrá decisión y tendremos que continuar al muestreo.

Cuadro. 11. Plan de muestreo Secuencial que indica para el Número de Muestras Tomadas, los Límites de las clases para los Contajes Acumulativos, según la Distribución sea Poisson o binomial Negativa.

Número de muestras	Número de Insectos	
	Poisson	Binomial negativa
1	0-30	0-55
2	0-40	0-65
3	8-49	0-75
4	17-59	0-84
5	27-68	2-93
6	36-78	11-103
6	36-78	11-103
6	36-78	11-103
6	36-78	11-103
10	74-116	49-141
10	74-116	49-141
10	74-116	49-141
20	169-210	144-236

Si el mencionado valor está por encima del límite superior habrá necesidad de controlar, siendo lo contrario en caso de que este valor esté por debajo del límite inferior de la clase. El procedimiento descrito no es el único disponible para la estimación de las zonas de decisión. Iwao (Southwood, 1978; Boivin y Vincent, 1983) sugiere un procedimiento que permite dicha estimación mediante la utilización del intercepto y de la pendiente obtenidas en la regresión de la "agregación media" de Liyod (1967) versus la media de la densidad de la población (Iwao y Kuno, 1968), incorporando además el valor del umbral económico directamente a los cálculos necesarios.

Las zonas de decisión en este procedimiento se originan a partir del cálculo de dos curvas (superior e inferior) mediante la utilización de las siguientes fórmulas:

$$C_s = NxUE + t \sqrt{N[(a+1)UE + (b-1)UE^2]}$$

$$C_i = NxUE - t \sqrt{N[(a+1)UE + (b-1)UE^2]}$$

C_s = Curva superior

C_i = Curva inferior

N = Número de muestras

UE = Umbral económico

t = Valor de la t de Student al nivel de significación escogido, para una prueba de dos colas y con infinito número de grados de libertad.

a = Intercepto de la regresión Iwao –Kuno

b = Pendiente de la regresión Iwao – Kuno.

Para la obtención de las dos curvas en referencia se hace necesario utilizar diferentes valores de N , lográndose de esta manera una representación gráfica que permite visualizar las zonas de decisión en forma similar al procedimiento convencional anteriormente descrito y de las cuales se pueden derivar tablas que faciliten su utilización práctica.

Adicionalmente se puede calcular el número máximo de muestras a tomar mediante la aplicación de la fórmula:

$$N_{max} = \frac{t^2}{d^2} [(a+1)UE + (b-1)UE^2]$$

N_{max} = Número máximo de muestras a tomar.

d^2 = Intervalo de confianza calculado para la media de la población

y el resto de las variables igual que en las fórmulas anteriores.

Este número máximo de muestras nos señala el momento en que debe detenerse el muestreo si no se ha alcanzado una decisión y esta situación debe interpretarse como indicativa de que la media de la población que está siendo muestreada está en el umbral económico y por lo tanto habrá necesidad de aplicar medidas de control.

Según Boivin y Vincent (1983) la aplicación del procedimiento descrito tiene las ventajas de no exigir un conocimiento en relación a la distribución espacial de la población; las medias obtenidas son evaluadas directamente contra el umbral económico y el muestreo tiene un momento predeterminado en el que debe detenerse y tomarse una decisión.

Cualquiera sea el procedimiento que se decida seguir, el muestreo secuencial tiene un importante papel que jugar en los programas de manejo de plagas, fundamentado en el ahorro que introduce en los planes de estimación poblacional. Ahorro y seguridad en cuanto a la decisión son elementos que no siempre se compaginan en el muestreo convencional y en cambio están implícitos e íntimamente ligados en el caso del muestreo secuencial.

15. Factores que se deben considerar en la elección y realización del método de muestreo

1. Area, configuración y relieve del campo.

- Permite darnos una representatividad real del estado del campo.
- Ayuda a determinar tanto el número como la situación de los puntos de muestreo. Ejemplo:
 - En las áreas llanas el número de puntos de muestreo deberán ser menos que en áreas accidentadas, donde los factores ambientales no actúan de manera uniforme.
 - Por otro lado, la configuración del campo aconsejará la forma de realizar el muestreo, de manera que resulte representativo.

2. La disposición espacial.

Un mismo método de muestreo puede dar resultados muy distintos según que la población tenga una distribución espacial uniforme, al azar ó agregada.

3. La Distribución temporal.

Se ha ubicado que cada organismo vivo tiene su propio ritmo de actividad que puede afectar los resultados de un muestreo y que muchas veces determinan la adopción de muestreos sistemáticos (ver figura).

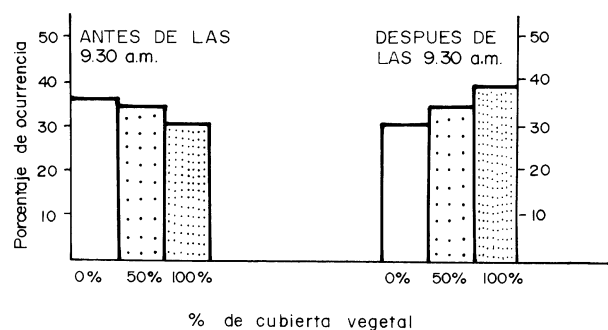


Fig.17. Variación de la ocurrencia del locustido *Dociostaurus maroccanus* a diferentes horas del día en áreas de vegetación densa, moderada y nula (Dempster, 1975).

Según Clavija, S., la escogencia del momento adecuado para la realización del muestreo se constituye en un elemento práctico de importancia en todo programa y está determinado por las características particulares de la especie involucrada. La actividad diaria de los individuos enmarcada dentro de su ritmo circadiano, señalará el momento

apropiado del día para adelantarlos procedimientos de muestreo, así como la actividad en relación a la época climática nos indicará en que oportunidad del año es más conveniente la toma de muestras.

De cualquier manera, el objetivo del muestreo es el responsable del momento en el año en el que hay que realizarlo, estando en el caso de insectos plagas restringido a las épocas en que se siembran los cultivos, sin olvidar que muchas veces es necesario conocer dónde permanecen y en qué número lo hacen, las poblaciones de especies de importancia económica, cuando no están presentes sus hospederas cultivadas.

En relación al momento del día, es indispensable reconocer que a lo largo del mismo existen períodos de mayor actividad, fuera de los cuales es muy difícil observar la presencia de los individuos y que, de coincidir con los muestreos, pueden conducirnos a conclusiones falsas.

Lo señalado puede ilustrarse con las poblaciones de insectos benéficos del género *Megacephala sp* (Coleoptera: Cicindellidae), el cual se constituye en el depredador más abundante, a nivel de la superficie del suelo, en siembras de maíz ubicadas en las orillas del Lago de Valencia. Su presencia anual está restringida, apareciendo los primeros adultos y sus mayores poblaciones al comienzo de la época de lluvia, para luego disminuir de una manera ostensible en la medida que la precipitación se hace regular. El insecto es de hábitos nocturnos, por los que visitas diurnas a los campos de cultivo, no detectan su presencia y sólo es posible su estimación poblacional si se recurre a procedimientos de muestreo efectivos durante la noche. Para este caso hemos utilizado trampas de caída, colocadas al atardecer y recogidas muy temprano en la mañana siguiente, las cuales nos han permitido confirmar su actividad nocturna así como cuantificar las variaciones de sus poblaciones en el tiempo.

4. Tipo de Cultivo.

- Esto es determinante en la elección del método de muestreo, pues no será el mismo para:
 - a) Cultivos en masa (pastos, arroz, etc.) que las semillas son sembradas al voleo).
 - b) Cultivos en hilera (maíz, frijol, papa, etc.).
 - c) Plantas aisladas (frutales, musáceos, etc.).

5. Sitio de la planta atacado por la plaga ó la enfermedad.

- Las plantas objeto del muestreo pueden ser atacadas por las plagas o enfermedades en cualesquiera de sus partes vitales, tales como:
 - a) Raíz
 - b) Tallo
 - c) Ramas
 - d) Hojas
 - e) Yemas

- f) Flores
- g) Frutos
- h) Semillas, etc.

- El muestreo por tanto se realizará sobre aquella parte de la planta donde preferentemente ataca la plaga ó la enfermedad, por tanto el método de muestreo puede variar.

6. Parte de la planta hospedera.

- Cuando las plantas son altas y desarrolladas (Ej. Frutales), se deben tomar en cuenta dos nuevos elementos en los cuales se apoya el método de muestreo.
 - a) Los distintos niveles de follaje (alto, medio y bajo).
 - b) Los cuadrantes geográficos (norte, sur, este y oeste).

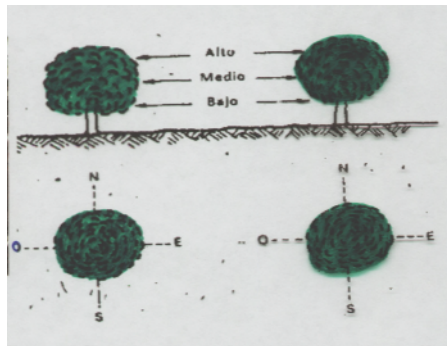


Fig. 18. Árboles mostrando las diferentes partes a tomar en cuenta en el muestreo

Esto debido a que:

Las plantas ó enfermedades, se pueden desarrollar \pm según el nivel ó cuadrante.

Aunque las causas de estas anomalías no están bien definidas, se pueden atribuir a:

- Estados especiales internos de la planta, relacionados con procesos enzimáticos u hormonales.
- Distintos valores de la luminosidad.
- La dirección de los vientos.

7. Biología, ciclo y hábitos de los biocontroladores.

- Estadío a muestrear = Biología del biocontrolador.
- Frecuencia de muestreo = Ciclo biológico del biocontrolador.
- Momento de realizar el muestreo = Hábitos del biocontrolador.



Fig. 19. Diferentes estados de desarrollo de un depredador

8. Sintomatología de la plaga ó la enfermedad.

El personal encargado del muestreo deberá tener un conocimiento perfecto sobre la sintomatología de la plaga ó enfermedad que pretende muestrear.

9. Biología, ciclo y hábitos de la plaga.

- Estadío a muestrear = Biología de la plaga.
- Frecuencia de muestreo = Ciclo biológico de la plaga.
- Momento de realizar el muestreo = Hábitos de la plaga.

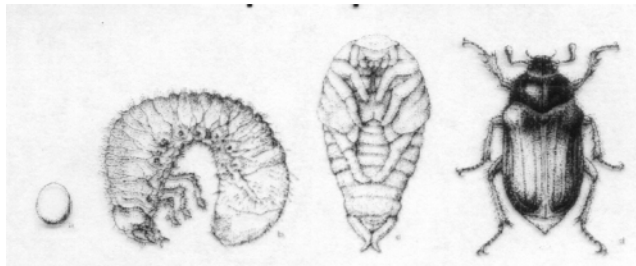


Fig. 20. Diferentes estados de desarrollo de un fitofago

Según Clavija, la periodicidad del muestreo está muy relacionado con la duración del ciclo de vida de la especie o especies involucradas así como con el objetivo del programa de muestreo.

Cuanto más corto es el ciclo de vida, más corto tendrá que ser el intervalo entre las muestras, sin olvidar que la superposición de generaciones, hecho común en el trópico, así como la invasión del hábitat por parte de individuos inmigrantes, puede hacer irrelevante el factor tiempo generacional, si lo que estamos intentando es la estimación del impacto económico de las poblaciones. En cambio para estudios de tablas de vida

en las que se pretende conocer los factores de mortalidad natural que actúan sobre la población, el conocimiento de la duración de las fases para a constituirse en un elemento muy importante a la hora de decidir cada cuánto tiempo se deben intentar las estimaciones poblacionales.

10. Movilidad de los insectos.

- La elección del método de muestreo depende, en gran medida, si los organismos vivos presentan:
 - a) Alta movilidad.
 - b) Media movilidad.
 - c) Inmóvil.

11. Fenología de la planta.

- Los fenómenos fisiológicos están muy influidos por los factores abióticos (climáticos), y se pueden adelantar ó retrasar según el comportamiento de dichos factores.
- En muchos casos hay una correlación estrecha entre la explosión de una plaga ó el aumento del índice de infección de una enfermedad y la presencia de determinados procesos fisiológicos en las plantas (aparición de los brotes, flores, frutos, etc.).



Fig. 21. Etapas fenológicas de un árbol de naranja

12. Factores que regulan las poblaciones.

Factores abióticos:

- Temperatura.
- Humedad relativa al aire.
- Lluvia.
- Luz solar.
- Humedad del suelo.
- Viento, etc.

Factores bióticos.

- Tipo, cantidad y calidad de los alimentos para los insectos.
- Estados fenológicos.
- Enemigos naturales.

Factores antropogéneos.

13. Época probable de la aparición de la plaga ó la enfermedad.

14. Efectos metodológicos, instrumentales y personales.

Una vez que se adopta una metodología de muestreo, llevarlo a la práctica requiere del manejo de instrumentos que tienen que ser manipulados y leídos por personas. Cada una de estas operaciones están sujetas a ciertos márgenes de error que afectan su eficiencia, por lo que es recomendable antes, evaluar comparativamente distintas metodologías de evaluación para lograr mejores estimados.

Entre los efectos más comunes se pueden mencionar:

La variabilidad del observador, en el sentido que rara vez los resultados obtenidos por una persona coinciden con los obtenidos por otra con la misma metodología. En este aspecto debe ponerse especial atención en el adiestramiento y procedimiento de información uniforme de los muestreadores de plagas y enfermedades, mediante constantes reuniones de capacitación y con la elaboración de instructivos claros y cartillas para el registro de datos.

La variabilidad de las técnicas de captura, debido a que éstas están influenciadas por varios factores como el aire, temperatura, color, etc., cuya contribución al volumen de captura no siempre es conocido y así los resultados de dos tipos de trampas en una misma área y por un mismo tiempo no son los mismos (Lewis y Taylor). Finalmente, se debe resumir que la eficiencia del muestreo ó método de evaluación a tomarse en cuenta, es el producto de varios componentes como son los estadísticos, económicos, mecánicos y personales.

16. Muestreo de insectos con red ó malla entomológica

La red entomológica ó malla entomológica, se utiliza normalmente para la recolecta ó muestreo de insectos de gran movilidad que se encuentran en cultivos de porte bajo, sembrados al voleo (arroz, pastos, etc.) o en línea (papa, frijol, etc.).

Para el muestreo ó recolecta de los insectos se procede de la siguiente manera:

- Determinar las direcciones probables en que se realizará el muestreo ó la recolecta.
- La persona encargada de esta operación la realizará con el brazo extendido y pasando la red a ras del cultivo. El movimiento con la red deberá abarcar un ángulo aproximado a los 90°. Normalmente se realizarán 100 pasadas, lo que equivale aproximadamente a unos 25 m². Es conveniente que el muestreo se realice en las horas de mayor actividad de los insectos.
- Los insectos se colocan en bolsas plásticas ó se matan con alcohol etílico, acetato de etilo, refrigeración, insolación, etc.
- Después se procede a la clasificación y conteo de las especies que interesan.
- La población por m² se determina dividiendo el número de insectos entre 25.

Como por ejemplo, para determinar la población relativa de mosca pinta ó salivazo (***Aeneolamia postica*** y ***A. varia***) se puede usar la red entomológica y/o un cuadro de alambre ó madera de 25 cms. por lado. Para el recuento de adultos se usa la red entomológica, pasándola en diferentes partes del potrero, para obtener el número promedio de insectos por golpe de red. El cuadro ó marco de alambre ó madera se usa para contar las ninfas, tirando repetidas veces en varias partes del campo. De esta manera se obtendrá la cantidad de ninfas/m².

Matthews (1977), al estudiar poblaciones en el pasto Tanner observó síntomas notables en el follaje ante infestaciones de 8 adultos de ***Aeneolamia*** por golpe de red, y 110 ninfas por m², bajo condiciones de escasa humedad en el suelo. Pero en potreros con abundante humedad se observaron síntomas similares con la presencia de 18 adultos por batida de red y 160 ninfas por m².

Sin embargo añade, que a pesar de las altas infestaciones halladas en algunos casos y los síntomas de daños al follaje, el pasto se recupero perfectamente. Teniendo en cuenta que los pastos generalmente se recuperan después de ataques fuertes de salivero ó mosca pinta, quizá no se debe pensar en niveles críticos para la aplicación de insecticidas, si no más bien para la introducción de animales. En este caso, un adulto por golpe de red y 20 ninfas por m² podría ser una infestación que justificaría esta acción (introducción de animales a pastar). Con todo, esto es un tema que requiere investigación más a fondo.

Para evitar el efecto de plaga y aprovechar el pasto, es aconsejable introducir el ganado antes de que se observen síntomas notables de daño en el pasto. Un manejo adecuado de los potreros es importante, ya que el sobrepastoreo puede hacer tanto daño como la plaga. El control químico no es aconsejable, pero para los casos extremos conviene conocer que los adultos son más susceptibles que las ninfas. En un experimento realizado por Navas y Quiróz (1978) se determinó que la aplicación de un fertilizante nitrogenado (Urea), lograba la recuperación más rápida y un crecimiento más

abundante del pasto atacado por mosca pinta ó salivero. Esta experiencia es mencionada, porque los resultados de los muestreos no necesariamente requieren del uso de un control directo sobre la plaga, mas bien requiere del manejo integrado del cultivo que es un nuevo concepto que se esta utilizando en la nueva literatura.

Muestreo de insectos pequeños que viven en colonias

Tal es el caso del ataque de áfidos ó pulgones en papa, algodón y otros cultivos. En este caso se utiliza con éxito la escala de grados. Actualmente se utilizan muchos tipos de escalas, pero la más difundida y cómoda para el muestreo ó apreciación de la dinámica de este tipo de insectos es la escala de cuatro grados. Veamos como se aplica esta escala:

Grado "0": Cuando las plantas están libres de insectos.

Grado "1": Cuando existen pequeñas colonias sobre no más del 10% a 15% del número de hojas en cada planta.

Grado "2": Grandes colonias, pero en menos del 50% de las hojas.

Grado "3": Grandes colonias de insectos sobre más del 50% de las hojas de la planta atacada.

El índice de infestación se obtiene por el grado medio. El grado medio se determina, sumando los productos del número de plantas por el grado correspondiente y dividiendo el número total de plantas investigables.

Por ejemplo: se han investigado 100 plantas de papa, en las cuales se han determinado colonias de áfidos como sigue:

5	Plantas se clasifican con el grado "0"
25	Plantas se clasifican con el grado "1"
35	Plantas se clasifican con el grado "2"
35	Plantas se clasifican con el grado "3"

Para hallar el grado medio en este caso debemos multiplicar el número de plantas por su grado correspondiente, sumar los productos obtenidos y dividir el resultado entre el número total de plantas:

$$\begin{array}{r}
 5 \quad \times \quad 0 \quad = \quad 0 \\
 25 \quad \times \quad 1 \quad = \quad 25 \\
 35 \quad \times \quad 2 \quad = \quad 70 \\
 35 \quad \times \quad 3 \quad = \quad \underline{105}
 \end{array}$$

$$200 \div 100 = 2$$

En este caso el grado medio de ataque es igual a 2. Esto significa que el ataque es bastante intenso.

Otro ejemplo en el cual se utiliza la red entomológica es en el cultivo de arroz, cuando se realiza el muestreo de insectos de la Familia Delphacidae, conocidos comúnmente como Saltahojas o Sogata (*Tagosodes orizicolus*). En el muestreo con red entomológica se tomara el primer punto de muestreo a 20 metros del canal de riego (o de la serca viva o muerta), efectuando 10 pases de red, en los restantes 9 puntos se desarrollaran también 10 pases de red, éstos siguiendo las diagonales del campo y tratando de abarcar toda la longitud y área del mismo (aproximadamente 30 Ha).

Otra alternativa consiste en tomar la muestra sólo en 5 puntos del lote, realizando 20 pases de red en cada uno de ellos.

Adicionalmente a este muestreo se toma en cada campo, 100 hojas de arroz, distribuidas estas plantas al azar, con el objetivo de determinar las oviposturas de *T. orizicolus* y los respectivos parasitoides (como por ejemplo el parasitoide de huevos *Paranagrus perforator*), para poder tomar las medidas precisas desde las primeras incidencias de la plaga.

En Umbral Económico es de 9 saltahojas o sogatas/pase de red en la etapa de germinación hasta el ahijamiento activo del cultivo y de 28 saltahojas o sogatas/pase de red para la etapa de ahijamiento activo hasta cambio de primordio. Estos valores para *T. orizicolus* no virulentas.

En algunos países de Sur América se recomienda realizar una aplicación de insecticida cuando se colectan 200 saltahojas o sogatas/10 pases dobles de red con menos del 3% de plantas infestadas; 50 insectos entre el 3 y 10% y 10 saltahojas o sogatas con más del 10% de plantas infectadas.

También existen otros Ordenes de insectos (como por ejemplo el Orden Hemiptera (=Heteroptera)) en los cuales se utiliza la red entomológica. En el cultivo de arroz existe la chinche del arroz, perteneciente a la Familia Pentatomidae (*Oebalus insulares*) que por presentar una distribución agregada en el campo, la toma de muestras debe

realizarse preferentemente en los lados correspondientes al frente y fondo del campo, paralelos a los canales de riego y de drenaje secundario, respectivamente.

Cada muestra constará de 10 pases sencillas de red entomológica, estando el número total de muestras en dependencia de las densidades de población de =. Insulares: de 6 a 8 muestras para densidades menores de 1 insecto/10 pases de red; de 3 a 5 para densidades de 1 a 4/10 pases de red; y de 1 a 2 para 4 o más chinches/10 pases de red.

En el muestreo se deberá incluir muestras cercanas a los canales de riego y de drenaje.

El Umbral Económico es 220 chinches/pase de red en la floración; de 0.67 chinches/pase de red en el estado lechoso del grano y para el grano ceroso de 4.34 chinches/pase de red. Cuando se encuentren en el muestreo estos valores o superiores, se debe ejercer una táctica de manejo o control.

Muestreo de insectos en cultivos anuales (maíz)

Para los efectos de evaluación ó muestreo se considera como campo una extensión de 10 a 15 hectáreas ó menos y como planta aquella que proviene de una sola semilla. En cada planta y según el estado de desarrollo del cultivo se tomará como unidades de muestreo:

- Una longitud de surco de uno ó dos metros lineales.
- Una planta completa cuando esta pequeña y con dos ó cuatro hojas.
- El cogollo y las tres ó cuatro primeras hojas para plantas en crecimiento.
- El tallo ó “caña” para plantas desarrolladas.
- La mazorca con los pistilos ó “barbas” para plantas en floración.

17. Como ingresar a un campo agrícola para realizar los muestreos

El muestreo de plantas se realizará ingresando al campo por cualquiera de sus extremos, ubicando el primer punto a diez metros del vértice y a diez surcos del borde del campo (Fig. 18).

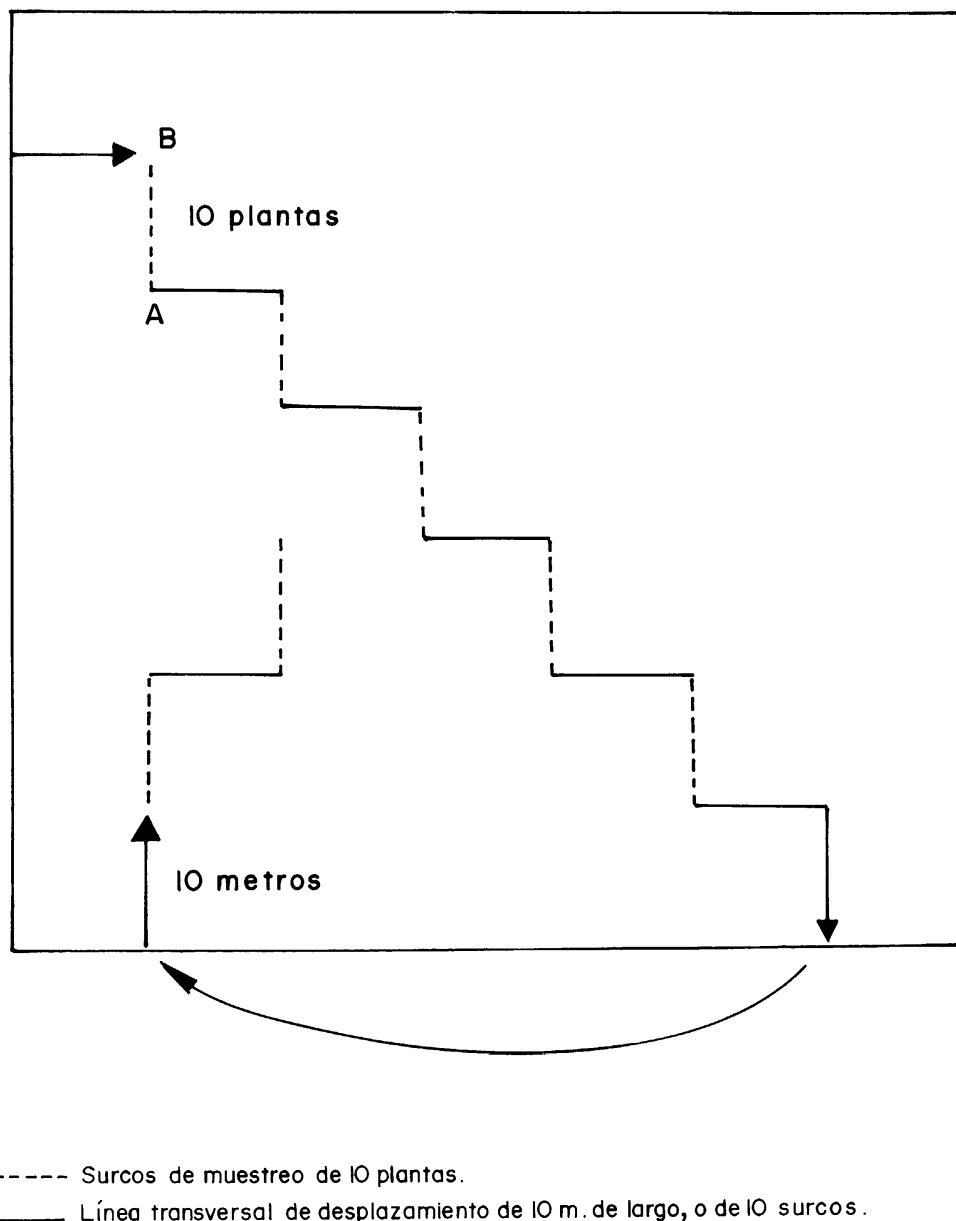


Fig. 22. Forma de cruzar un campo agrícola para el muestreo de organismos vivos

En este primer punto se observará diez plantas seguidas, al final de las cuales se avanzará unos diez ó veinte metros según la longitud del campo agrícola. Luego se cruza hacia el interior otros diez surcos para ubicar un segundo punto donde se observará otra vez diez plantas seguidas. Así se continuará en zig-zag atravesando todo el campo, hasta completar un mínimo de 10 puntos ó 100 plantas. Si se tuviera que volver a ingresar al campo, se debe cambiar de dirección y se procede a ingresar por la zona que no había sido observada (figura 22), los datos se registran en la planilla (cuadro 12).

Cuadro 12. Planilla de evaluación de las plagas del maíz

Departamento: Georeferencia: Altitud (mts.):
 Municipio y/o Cantón: Latitud: Campo:
 Fecha: Longitud: Evaluador:

DETERMINACIONES			I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	Total
10 metros lineales	Gusanos de tierra	Larvas/metro											
		Plantas cortadas %											
	<i>Elasmopalpus</i>	Larvas/metro											
		Plantas dañadas %											
100 plantas pequeñas	<i>Thrips</i>	No. de individuos											
	<i>Daibulus maydis</i>	Ninfas + adultos											
	<i>Peregrinus maydis</i>	Adultos por planta											
	<i>Diabrotica sp</i>	Adultos por planta											
	<i>Afidos</i>	Colonias											
100 cogollos	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Masas de huevos											
		Larvas sanas											
		Larvas parasitadas											
		Cogollos dañados											
	<i>Diatraea saccharalis</i>	Posturas sanas											
		Posturas parasitadas											
Cogollos dañados													
100 tallos	Depredadores	Chinches											
		Otros											
	<i>Diatraea saccharalis</i>	Entre nudos dañados (%)											
		Larvas parasitadas											
		Plantas infestadas (%)											
100 mazorcas	<i>Helicoverpa zea</i>	Posturas parasitadas											
		No. de larvas											
		Mazorcas dañadas											
	<i>Euxesta spp</i>	Mazorcas con posturas											
		Mazorcas dañadas											
	Depredadores	Chinches											
Otros													

OBSERVACIONES: _____

Cuadro 13. Planilla de evaluación de áfidos en cítricos

Departamento: Municipio y/o Cantón: Georeferencia Altitud (mts):
 Nombre de la finca: Área: Longitud: Propietario:
 Número de lote: Cuadrante: Latitud: Evaluador:
 Variedad:

Fecha	Determinación	A R B O L E S										Total	Observaciones (Estado fenológico del cultivo, etc.)
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X		
	Alados adultos												
	Ápteros adultos												
	Momificados												
	Depredadores	Coccinellidae											
Syrphidae													
Chrysopidae													
	Entomopatógenos (colonias)												
	No. de colonias pequeñas												
	No. de colonias grandes												
	No. de brotes dañados												
	Alados adultos												
	Ápteros adultos												
	Momificados												
	Depredadores	Coccinellidae											
Syrphidae													
Chrysopidae													
	Entomopatógenos (colonias)												
	No. de colonias pequeñas												
	No. de colonias grandes												
	No. de brotes dañados												

18. Distribución temporal y espacial en poblaciones de Sogata (*Tagosodes orizicolus*) (Muir) (Homoptera: Delphacidae) y número óptimo de muestras para su estimación en el cultivo de arroz

La información que se presenta a continuación fue transcrita del trabajo realizado por Luis E. Vivas, Santiago Clavijo, Henry González, la cual fue publicada en el 2001.

En Venezuela uno de los factores que contribuye a minimizar los rendimientos, aumentar los costos de producción y disminuir la calidad de los productos cosechados es el ataque de insectos.

Los insectos plagas que afectan al arroz son muy parecidos en todas las zonas productoras del país; sin embargo, en el estado Guárico los daños se ven favorecidos por la presencia de la Sogata (*Tagosodes orizicolus*), debido a que se encuentra relacionada con la enfermedad viral denominada “Hoja Blanca” y que además, en altas poblaciones, provoca daño mecánico al cultivo causando pérdidas en rendimiento (Castillo, 1978; Aponte *et al.*, 1992, 1997).

En América, como en Asia, se han realizado numerosos aportes en la determinación de la distribución espacial y el número de muestras a tomar de las principales plagas que afectan al cultivo de arroz, sobre todo, en insectos tan importantes como el caso de la Sogata.

Así se encuentran los trabajos de la Red del Mejoramiento de Arroz para el Caribe (1991) y los realizados en Cuba por Meneses *et al.* (1995, 1997). Del mismo modo, Weber (1986), Anónimo (1988), CIAT (1989) y Pantoja (1997) en Colombia y Heinrichs *et al.* (1985) en Filipinas.

Desde 1987 hasta la actualidad, en el Centro Agropecuarias de Investigaciones estado Guárico (Calabozo) del Fondo de Investigaciones Agropecuarias (FONAIAP), se han realizando estudios de la dinámica poblacional de este importante insecto.

Muestreo

Se analizó la información proveniente de observaciones de campo realizadas durante los ciclos de siembra de 1996-1997, 1997-1998 y 1998-1999, en la zona arrocera del Sistema de Riego Río Guánico, período durante el cual se ubicó una siembra comercial de arroz en cada uno de los ciclos, cuya localización no fue siempre la misma.

Los muestreos ó conteos de la entomofauna se hicieron a intervalos semanales, haciendo énfasis en la presencia de *T. orizicolus*. Con base en ello, se determinó la incidencia de la plaga empleando la red entomológica.

Para la captura de adultos y ninfas de *T. orizicolus* se empleó la red o malla entomológica, utilizando un tamaño de muestra de 5 pases dobles de red, cubriendo un área aproximada de 4,2 m². Las evaluaciones se realizaron a lo largo y/o ancho de las parcelas y a una distancia de 3 a 5 metros de las lomas de los paños muestreados.

En promedio, se tomaron de 10 a 12 muestras y hasta 15 por parcela; en cada parcela se seleccionaron 5 hectáreas. En esas capturas de campo se colocaron los insectos atrapados en bolsas plásticas, las cuales fueron llevadas a la Estación Experimental y guardadas en nevera (hielera) a 0 °C para su posterior conteo.

En relación con los materiales genéticos se evaluaron las variedades 'Araure 4' y 'Cimarrón', siendo ésta última la más cultivada en la zona; ambos materiales presentan tolerancia al daño mecánico del insecto y la variedad 'Cimarrón' presenta alta susceptibilidad al Virus de la Hoja Blanca, mientras que 'Araure 4' es moderadamente tolerante. Se seleccionaron las parcelas 163 (Carretera B), 521 (sector El Palito) y Ejidos de El Rastro (Carretera A).

Los muestreos se efectuaron durante la época seca ó de verano en la zona y por un período máximo de 15 semanas consecutivas, desde el inicio de cada siembra realizada en enero de los años considerados, hasta la cosecha realizada entre los meses de abril y mayo. Así mismo, se empleó la información proveniente de las parcelas para determinar el tamaño y número de muestras más adecuado con el fin de evaluar eficientemente a *T. orizicolus*.

Distribución espacial del insecto Sogata (*T. orizicolus*) en campos de arroz comercial

Tomado de: VIVAS, L. E.; CLAVIJO, S.; GONZALEZ, H. 2001. Distribución temporal y espacial en poblaciones de sogata (*Tagosodes orizicolus* (Muir)1926 (Homoptera: Delphacidae) y número óptimo de muestras para su estimación en el cultivo de arroz, en

Calabozo, Edo. Guárico, Venezuela. Fundación para la investigación agrícola DANAC (Venezuela). Investigación Agrícola, Vol. 6:1-13.

Una de las formas más simples de establecer la distribución espacial de un organismo es a través de la simple comparación de las medias y varianzas de la población. Así, si la media resulta igual a la varianza, la población sigue la distribución de Poisson, es decir, una población que se distribuye en el espacio en una forma completamente al azar. Cuando la media es mayor que la varianza, nos encontramos ante un organismo cuya población se distribuye uniformemente en el espacio. Finalmente, si la media resulta menor que la varianza, la población tiende a presentarse en una forma agregada en el espacio (Clavijo, 1978a,1993; Southwood, 1966).

Al aplicar los criterios a los datos obtenidos en este trabajo (Cuadros 11, 12 y 13), se observa que la mayoría de las poblaciones estimadas de *T. orizicolus* en diferentes parcelas del Sistema de Riego Río Guárico en Calabozo, tomando en consideración la semana del año y la edad del cultivo, presentan medias inferiores a las varianzas, lo que indica en una primera aproximación, que la distribución del insecto en el campo sigue un patrón agregado ó agrupado en el espacio. Así mismo, se observó que las mayores poblaciones del insecto coinciden con la fase vegetativa del cultivo (1-60 días), seguidas por la fase de la reproductiva (61-90 días) y en menor proporción con la fase de maduración (91-120 días), datos que concuerdan con los obtenidos por Vivas (1997 y 2000).

Para probar la consideración sobre la distribución obtenida anteriormente, se procedió a calcular Chi-cuadrado, sugerido por Southwood (1966), empleando la fórmula:

$$X^2 = S^2 (N - 1) / (\bar{X})$$

Donde:

$$X^2 = \text{Chi-cuadrado}; S^2 = \text{varianza}; N = \text{número de muestras}; (\bar{X}) = \text{Media}$$

Si las poblaciones observadas se distribuyen en forma agregada, los valores del chi-cuadrado, deben estar en el rango de los valores tabulados. En este caso, ese rango resultó ser 425 – 9,1 para 12 grados de libertad.

En el Cuadro 15, se puede observar que de 15 estimaciones de población realizadas en la parcela durante 15 fechas diferentes, 11 de ellas (73%) resultaron positivas en relación con la presencia del insecto en forma agregada, mientras que el resto (27%) presentó una distribución distinta a la agregada, corroborándose así que las poblaciones de *T. orizicolus* se distribuyen de la manera señalada. La misma observación se nota para la mayoría de los cuadros citados anteriormente.

Esto último pudo ser confirmado y determinado por el tipo de distribución observada para las poblaciones que no se ajustaron a la distribución agregada, mediante el cálculo del índice de dispersión de las poblaciones de las parcelas en cada fecha de conteo (semana).

El índice de dispersión se calcula mediante la fórmula: $DI = X^2/(N-1)$

Donde: ID = índice de dispersión; X^2 = Chi-cuadrado; N = número de muestras.

Si los valores del índice de dispersión se aproximan a uno (1), se puede decir que la distribución de la población es completamente aleatorizada; valores de cero (0) ó cercanos a éste, indican una distribución espacial uniforme y valores mayores de uno (1) señalan una distribución agregada (Southwood, 1966; Clavijo, 1978,1993).

En los cuadros 14, 15 y 16 se presentan los índices de dispersión calculados de acuerdo con lo señalado anteriormente. Aplicando el criterio, reseñado por Clavijo (1978a, 1993) de que valores menores de 0,5 representan una distribución uniforme, que valores entre 0,5 y 1,5 enmarcan una distribución completamente aleatorizada y que valores mayores a 1,5 reflejan una distribución agregada, se puede afirmar lo antes expuesto, lo cual indica que la mayoría de las estimaciones de población muestran una distribución agregada.

El resto de los datos que no siguieron la distribución agregada se indica en cada cuadro; el tipo de distribución seguida por sus poblaciones en relación con sus índices de dispersión, coinciden con los de una distribución al azar.

El nivel de agregación que presentó el insecto en la mayoría de los datos, se puede deber a que *T. orizicolus* manifiesta predilección por plantas jóvenes de arroz (fase vegetativa) y es donde se encuentran los mayores niveles poblacionales, posiblemente, por presentar los tejidos más tiernos y por lo tanto adecuados para su alimentación.

Estos datos concuerdan con la Red de Mejoramiento de Arroz para el Caribe (1991), Pantoja (1997) y Vivas (1997, 2000). Los datos que no siguen la distribución agregada coinciden con el patrón al azar, generalmente en arroces de más de 90 días, con plantas de arroz que presentan tallos y hojas de más edad y con mayor grado de lignificación, haciéndolas menos apetecibles para la oviposición y alimentación del insecto.

De la misma manera, Waters (1959), Duque (1986) y Gómez e Higuera (1986) afirman que muchos insectos no siguen un patrón aleatorio de distribución en el campo donde se desarrollan y entre las principales causas de agregación mencionan: altas densidades de estados inmaduros (larvas y ninfas) como consecuencia de la oviposición en masa; respuesta a microclimas ó a un factor particular como temperatura, humedad, viento, luz, suelo; respuesta de fuentes de alimentos separadas en el espacio ó preferencia alimenticia por ciertas especies de plantas.

Cuadro 14. Medias, varianzas e índice de dispersión, calculados de muestreos poblacionales de adultos de *T. orizicolus*. Ciclo 1996-1997. (*).

Num	Sem	D.D.S	Media	Σx	S	Var.	Chi-cua.	N	I.D.	Med. < Var.
1	4	20	--	--	--	--	--	15	--	--
2	5	27	--	--	--	--	--	13		
3	6	34	1,46	16,0	1,92	3,67	25,16	11	2,52+	(+)
4	7	41	0,90	9,0	0,99	0,98	9,88	10	1,09+	(+)
5	8	48	78,60	786,0	29,92	894,93	102,47	10	11,39+	(+)
6	9	55	3,30	33,0	3,16	10,01	27,30	10	3,03+	(+)
7	10	62	6,45	71,0	4,68	21,87	33,91	11	3,39+	(+)
8	11	69	4,30	43,0	4,62	21,34	44,67	10	4,96+	(+)
9	12	76	8,65	86,5	7,25	52,56	54,68	10	6,08+	(+)
10	13	83	2,77	36,0	2,14	4,57	19,79	13	1,64+	(+)
11	14	89	1,15	15,0	0,89	0,81	8,43	13	0,70-	(-)
12	15	96	1,67	20,0	1,23	1,52	9,98	12	0,91-	(-)
13	16	103	0,40	4,0	0,52	0,27	6,00	10	0,67-	(-)
14	17	110	0,80	8,0	0,79	0,62	7,00	10	0,77-	(-)

(*) Var = varianza, Med= Media, N= número de muestras, I.D = índice de dispersión, D.D.S. = Días después de la siembra.

Cuadro 15. Medias, varianzas e índice de dispersión, calculados de muestreos poblacionales de adultos de *T. orizicolus*. Ciclo 1997-1998.

Num	Sem	D.D.S.	Media	$\sum x$	S	Var.	Chi-cua.	N	I.D.	Med<Var
1	6	22	0,55	6,0	0,82	0,67	12,23	11	1,20-	(+)
2	7	29	4,32	52,0	3,28	10,78	27,47	12	2,49+	(+)
3	8	36	13,04	195,6	9,81	96,22	103,30	15	7,37+	(+)
4	9	43	4,10	41,8	3,11	9,66	21,19	10	2,36+	(+)
5	10	50	5,00	65,0	3,94	15,53	40,39	13	3,37+	(+)
6	11	57	19,70	275,8	18,82	354,07	233,65	14	17,97+	(+)
7	12	63	4,66	46,6	4,32	18,64	36,00	10	4,00+	(+)
8	13	70	5,12	51,2	3,61	13,02	22,89	10	2,54+	(+)
9	14	77	2,10	21,0	1,97	3,88	16,62	10	1,84+	(+)
10	15	84	2,09	23,0	1,81	3,29	15,75	11	1,57+	(+)
11	16	91	0,80	8,0	1,03	1,06	12,00	10	1,33-	(+)
12	17	98	0,55	6,0	0,68	0,47	8,59	11	0,85-	(-)
13	18	105	0,00	0,0	--	--	--	10	--	--
14	19	112	0,00	0,0	--	--	--	11	--	--
15	20	119	0,00	0,0	--	--	--	10	--	--

Cuadro 16. Medias, varianzas e índice de dispersión, calculados de muestreos poblacionales de adultos de *T. orizicolus*. Ciclo 1998-1999.

Num	Se m	D.D. S.	Media	$\sum x$	s	Var.	Chi- cua.	N	I.D.	Med<Va r
1	5	25	4,91	54,0	2,98	8,89	18,11	11	1,81+	(+)
2	6	32	10,33	124,0	7,19	51,69	55,05	12	5,00+	(+)
3	7	39	16,00	160,0	6,34	40,22	22,63	10	2,51+	(+)
4	8	46	29,25	351,0	21,60	466,57	175,46	12	15,95+	(+)
5	9	53	46,30	463,0	19,72	388,90	75,59	10	8,39+	(+)
6	10	60	42,67	512,0	20,25	410,24	105,76	12	9,61+	(+)
7	11	67	12,74	140,2	4,89	23,91	18,77	11	1,87+	(+)
8	12	74	11,50	115,0	7,12	50,72	39,69	10	4,41+	(+)
9	13	81	5,58	67,0	3,15	9,99	19,52	12	1,77+	(+)
10	14	88	0,80	8,0	0,92	0,84	9,50	10	1,06-	(+)
11	15	95	0,87	9,6	0,83	0,69	8,03	11	0,80-	(-)
12	16	102	0,00	0,0	--	--	--	10	--	--

Número de muestras requeridas para una estimación de la población del insecto *T. orizicolus*

Los Cuadros 17, 18 y 19 presentan las medias y desviaciones típicas, calculadas a partir de los datos obtenidos en cada una de las semanas en las cuales se encontró *T. orizicolus* en diferentes parcelas del Sistema de Riego Río Guárico.

Los estimadores poblacionales (medias y desviaciones típicas) se emplearon para el cálculo del número de muestras en cada una de las semanas, debido a que de esta manera se puede determinar la variación del valor con relación a diferentes niveles poblacionales observados en los muestreos.

Poole (1974) y Southwood (1966) mencionan que si el hábitat a ser muestreado es ecológicamente homogéneo, el número de muestras puede ser estimado mediante el uso de fórmulas estadísticas. Según Southwood (1966), la siguiente fórmula permite estimar el número adecuado de muestras:

$$1) \quad N = (ts)^2 / (D - \bar{x})^2$$

Donde:

N = Número de muestras a tomar, s = desviación típica, \bar{X} = media; D = Nivel de precisión expresado como valor decimal; t = valor tabulado, que depende del número de muestras tomadas para la estimación de s y \bar{X} el cual se aproxima a dos (2) cuando dichas muestras están cercanas a 10 con una probabilidad del 5%.

El nivel de precisión hace referencia al porcentaje de error en la estimación de la media que el investigador esta dispuesto a aceptar en su trabajo (Clavijo, 1978, 1997; Steell y Torrie, 1985; Spiegel, 1992; Chacín, 1994), es decir, la máxima diferencia entre el valor del estimador X y el verdadero valor del parámetro.

Aceptar un error del 10% en la estimación de la media significa que la probabilidad escogida, generalmente 0,05, la media tiene 95 oportunidades de cada 100 de ser estimada con un error del 10% en relación con la media verdadera.

Cochram (1963), aporta una fórmula de ajuste para N calculada tomando en cuenta la ecuación 1, a la cual denomina "no", cuando su valor difiere del número de muestras tomadas para el cálculo de \bar{s} y \bar{X} .

La fórmula de ajuste se representa como:

$$2) \quad n = (no) / (1 + no/N)$$

Donde:

N = número de muestras a tomar; n = número de muestras calculadas según la ecuación 1; N = número de muestras tomadas para el cálculo de s y \bar{X} .

En los Cuadros 17, 18 y 19, se presentan los resultados aplicando las fórmulas antes citadas a los datos obtenidos en los sucesivos muestreos. El número de muestras a tomar fue calculado por medio de tres niveles de precisión (5, 10 y 20%) para cada una de las semanas en las que se estimó la población de *T. orizicolus* en el cultivo de arroz.

Cuadro 17. Número de puntos a muestrear en 5 hectáreas de arroz para la estimación de la población de *T. orizicolus* empleando tres niveles de precisión (5, 10 y 20%). Ciclo 1996-1997.

Número	Semana	5%	10%	20%
1	4	-	-	-
2	5	-	-	-
3	6	10,94	10,78	10,19
4	7	9,97	9,75	9,08
5	8	9,50	8,26	5,43
6	9	9,91	9,67	8,82
7	10	10,82	10,33	8,73
8	11	9,93	9,74	9,04
9	12	9,89	9,58	8,52
10	13	12,77	12,15	10,17
11	14	12,77	12,15	10,18
12	15	11,79	11,21	9,38
13	16	9,95	9,82	9,32
14	17	9,92	9,69	8,88
Media		11	10	9

Cuadro 18. Número de puntos a muestrear en 5 hectáreas de arroz para la estimación de la población de *T. orizicolus* empleando tres niveles de precisión (5, 10 y 20%). Ciclo 1997-1998.

Número	Semana	5%	10%	20%
1	2	10,81	10,28	8,61
2	3	10,87	10,50	9,26
3	4	11,83	11,37	9,38
4	6	10,96	9,60	6,95
5	7	9,74	9,04	7,02
6	8	9,56	8,45	5,77
7	9	10,84	10,42	9,00
8	10	10,81	10,28	8,61
9	12	10,80	10,24	8,49
10	13	9,71	8,94	6,79
11	15	9,93	9,75	9,08
12	16	10,95	10,82	10,33
13	17	-	-	-
Media		11	10	8

Cuadro 19. Número de puntos a muestrear en 5 hectáreas de arroz para la estimación de la población de *T. orizicolus* empleando tres niveles de precisión (5, 10 y 20%). Ciclo 1998-1999.

	Semana	5%	10%	20%
1	5	10,74	10,06	8,02
2	6	11,77	11,13	9,14
3	7	9,53	8,37	5,62
4	8	11,79	11,22	9,39
5	9	9,59	8,56	5,98
6	10	11,51	10,27	7,17
7	11	10,39	8,93	5,71
8	12	9,80	9,26	7,58
9	13	11,65	10,72	8,13
10	14	9,94	9,77	9,15
11	15	10,89	10,60	9,56
12	16	-	-	-
Media		11	10	8

Se realizó dicho cálculo por cada semana de muestreo, puesto que de esta manera se evidencian las variaciones en el número de muestras necesarias para la estimación de poblaciones. Así se pudo constatar que la población más alta encontrada (Cuadro 14), muestreada la semana 8, con la presencia de 786 adultos de *T. orizicolus* en 10 puntos muestreados, necesitaría 10 muestras al 5%, 8 muestras al 10% y 5 muestras al 20% (Cuadro 17), las cuales son mucho menores cuando se toma en consideración para el cálculo de las poblaciones más bajas en diferentes parcelas. Realizando los cálculos con esas bajas poblaciones, se encuentra que se necesitan más ó menos el mismo número de muestras, todas cercanas a 10 a los tres niveles antes expuestos.

Esta comparación permitió dilucidar varias situaciones. La primera es que cuando el insecto *T. orizicolus* está presente en bajas densidades, se hace necesario tomar más

muestras que cuando hay abundancia del insecto, si se desea estimar eficientemente su población; estos datos concuerdan con lo expuesto por Clavijo (1978), la Red de Mejoramiento de Arroz para el Caribe (1991) y Pantoja (1997) cuando se trabaja con el gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (Smith). La otra consideración a tomar en cuenta está en relación con el número de muestras y los niveles de precisión. En cuanto a este tema, se puede observar que la diferencia en el número de muestras a tomar en los tres niveles de precisión (5, 10 y 20%) no resultó tan relevante como lo citado en el trabajo de Clavijo (1978b), en donde el número de muestras resultó mayor a medida que se desplazaba en cada nivel de precisión. Este autor resalta que en general, a altas poblaciones, el nivel de precisión se hace importante para decidir el número de muestras, puesto que influye sobre el costo del muestreo; por el contrario, a bajas densidades de población, los niveles de precisión pierden importancia práctica, puesto que las diferencias en relación con el número de muestras es casi insignificante y por lo tanto el costo de muestreo es bajo.

En general, el nivel de precisión del muestreo, va a depender del propósito que se piensa dar a los datos, afectando este nivel de precisión al número de muestras a tomar. Morris (1958), Horcourt (1961), Clavijo (1978b) y Chacín (1994) han señalado que un nivel de precisión de 10% es un valor razonable para la mayoría de los trabajos entomológicos.

En el caso específico de *T. orizicolus*, según los datos de varios años y en diferentes fincas, se observa que el número de muestras a tomar coincide en todos los casos, de acuerdo con los niveles de precisión empleados (5, 10 y 20%), variando entre 10 y 11 muestras, lo cual resulta insignificante si se toma en cuenta el costo del muestreo. Meneses et al. (1995, 1997) obtienen resultados similares en Cuba; así como Weber (1986), Anónimo (1988) y CIAT* (1989) en Colombia; mientras que Pantoja (1997), en el mismo país, menciona que para el muestreo de ninfas y adultos del insecto sogata, se deben tomar entre 3 a 5 muestras en sitios diferentes, haciendo 20 pases sencillos de red entomológica.

Conclusiones:

- El insecto *T. orizicolus* presentó un patrón de distribución en el campo del tipo agregado ó contagioso.
- El número de muestras a tomar a tres niveles de precisión fue de 10 muestras por cada 5 hectáreas de arroz sembrado.
- Las mayores poblaciones de *T. orizicolus* se presentaron durante la fase vegetativa, seguidas por la fase reproductiva, que coincide con los meses de febrero y marzo.

19. Métodos de muestreo del minador de la hoja de los cítricos (*Phyllocnistis citrella*)

Umbrales de tratamiento

Es frecuente oír o leer frases como la siguiente: “Para controlar o manejar el minador de la hoja de los cítricos hay que tratar cuando existen numerosos brotes jóvenes y un buen número de ellos estén atacados”. Pero ¿Cuántos? y ¿Cuándo?.

Para poder racionalizar el control o manejo de cualquier plaga, es necesario definir los umbrales de tratamiento y disponer de métodos de muestreo fáciles de aplicar y que respondan a nuestras necesidades.

El umbral de tratamiento es la densidad poblacional de la plaga que si es superada, será necesario aplicar un método directo de control; de lo contrario, los daños que producirá serán mayores que los costos de esa intervención. Estos umbrales dependen de numerosas variables: de la variedad, de la edad de la planta, del lugar, de la época, de la cosecha, del precio esperado, del tratamiento, de la fisiología de la planta, del porcentaje de parasitismo, etc. Por ello, normalmente se da un valor de referencia que hay que adecuarlo a cada momento o situación. No existen muchas referencias sobre este importante tema. En China, Huang y Li (1989) han fijado el umbral económico de daño en 0.74 larvas/hoja, considerando que si la superficie minada con respecto al total es inferior al 20%, no hay consecuencias agronómicas a nivel del rendimiento en la producción.

En Australia, Beatlie y Smith (1993) fijaron como umbral económico de tratamiento el 25% de brotes en galerías de primer edad (primer estadio larval). Estos brotes deben tener hojas menores de 3 cm. En Florida, Knapp et. al (1995) aconsejan comenzar los muestreos cuando en la plantación de cítricos existan, como mínimo, la mitad de los árboles con brotes muy jóvenes. El tratamiento lo recomiendan cuando un 30% de estos brotes tienen minas y larvas vivas, repitiendo cada vez que sobre nuevas hojas o nuevos brotes se alcanza nuevamente dicho porcentaje.

Es importante aclarar que en las plantaciones de cítricos en El Salvador, C. A. existe un gran número de enemigos naturales a nivel de campos agrícolas, por tanto no se justifica una medida química.

Métodos de muestreo

Un método de muestreo debe ofrecernos una información representativa de la población estudiada a partir de una muestra de la misma, facilitándonos una idea clara de la

situación de su ciclo biológico, y sobre todo, del peligro que representa; es decir, debe permitirnos responder a varias preguntas, entre las que destacan las siguientes.

- ¿Es necesario intervenir?.
- ¿Cuándo hay que intervenir?.

Para poder responder a la primera pregunta necesitamos conocer la densidad poblacional de la plaga, aplicando un método de muestreo. Una vez conocida ésta, el valor obtenido se compara con el umbral de tratamiento y si es superado, será necesario intervenir. La respuesta la obtendremos sabiendo cual es la situación de su ciclo biológico, si existe un máximo de formas sensibles al tratamiento que debemos realizar, será no solamente necesario sino oportuno aplicarlo; también puede ser no oportuno aplicar una acción química, si existen enemigos naturales que estén realizando una buena labor de control biológico.

En la mayoría de los casos el método de muestreo utilizado es el denominado bi-etápico, en el que se eligen al azar las unidades primarias (árboles) y dentro de ellas las unidades secundarias, hojas, frutos, ramas, etc. Con el fin de simplificar al máximo se aplica el método binomial o por presencia ausencia, enumerando solamente aquellas unidades secundarias que están ocupadas por uno o más individuos, dos o más, etc. aunque para definir estos métodos o en otros casos hay que contabilizar todos los individuos presentes en la unidad secundaria. Con el fin de facilitar los muestreos, la mayoría de ellos se realizan en la misma parcela de forma visual.

En todos los casos y para cada método de muestreo establecido, es necesario definir claramente cuál es la época en que debemos realizarlo, el tipo de unidad secundaria a muestrear, qué debemos observar en ella, y sobre todo, el tamaño de muestra que debemos tomar por parcela, es decir, el número de unidades secundarias y primarias necesarias para una determinada precisión en la estimación de la media.

Sin duda alguna, definir los umbrales de tratamiento y disponer de métodos de muestreo lo suficiente precisos y fáciles de aplicar, es fundamental para poder desarrollar programas de manejo integrado de plagas en grandes superficies. Se trata de un tema muy complejo sobre el cual en este documento técnico se plantearon anteriormente, una serie de situaciones importantes que se deben considerar.

Definición de la unidad secundaria

En primer lugar hay que definir la unidad secundaria que debemos muestrear. Para ello se han realizado varios estudios sobre la distribución de los diferentes estadios del minador de la hoja de los cítricos a diferentes alturas de las hojas en diferentes variedades, observando los huevos depositados por este Lepidoptera, determinándose que la unidad que se debe muestrear lo constituyen los brotes con hojas inferiores a 4 cm. Sin embargo, en la parte práctica los huevos de dicho insecto no son fáciles de ver en el campo. Por tanto lo que observamos son minas de larvas de tercer estadio, con lo cual podemos tener una respuesta a la pregunta ¿Es necesario intervenir?, pero difícilmente podemos

responder la segunda pregunta ¿Cuándo hay que intervenir?, ya que es importante tener claro que no es fácil controlar químicamente estos estadíos.

Por todo ello debemos observar larvas de primer y/o segundo estadío. Las distribuciones de frecuencia absoluta de la longitud de hojas que tienen como mínimo uno de los estadíos citados (primero y segundo), demuestran que deberían considerarse brotes atacables, y como consecuencia unidad secundaria a muestrear, aquellas cuyas hojas no han terminado su desarrollo. Es muy importante saber que variedades de cítrico con hojas pequeñas, son aquellas cuyas hojas más jóvenes tengan menos de 5-6 cm. de longitud, y para variedades de hojas grandes, aquellas menos de 6-7 cm. de longitud. En ellos se debe observar en su última tercera parte, la presencia de larvas de primero y segundo estadío.

20. Metodología de muestreo de las termitas en frutales, forestales y vegetación natural arbórea

A continuación se presenta un método de muestreo de termitas basado en estudios realizados por David T. Jones y Paul Eggleton en 1997, el cual es explicado con mayor detalle por los autores de este documento.

La metodología del transecto consiste en colocar una cuerda de 100 metros de largo (en el sitio seleccionado) atada a un árbol en cada extremo, tomando como área de trabajo, un metro a cada lado de la cuerda obteniéndose así un área total de 200 m² por transecto, además el transecto se divide en 20 continuas secciones (cada una de 5 x 2 metros) y se enumeran secuencialmente del 1 al 20 (Fig. 23 y Fig. 24).

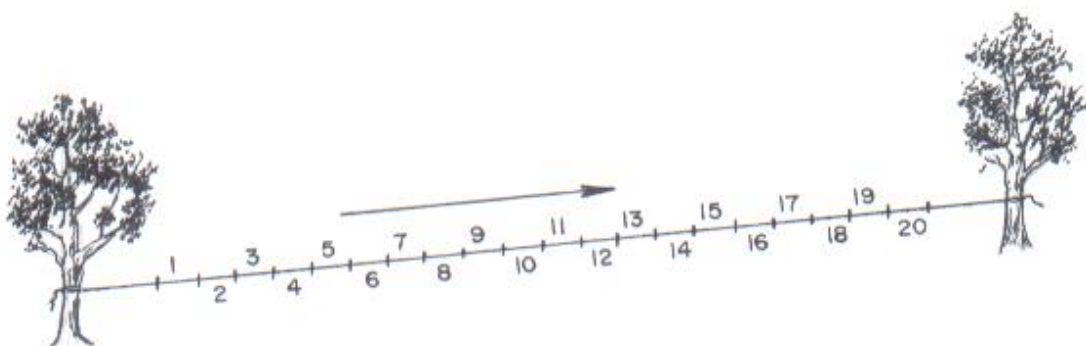


Fig. 23. Esquema del transecto de 100 metros para el muestreo de termitas en cafetales y bosques naturales, con sus 20 secciones de 5 x 2 metros c/u.

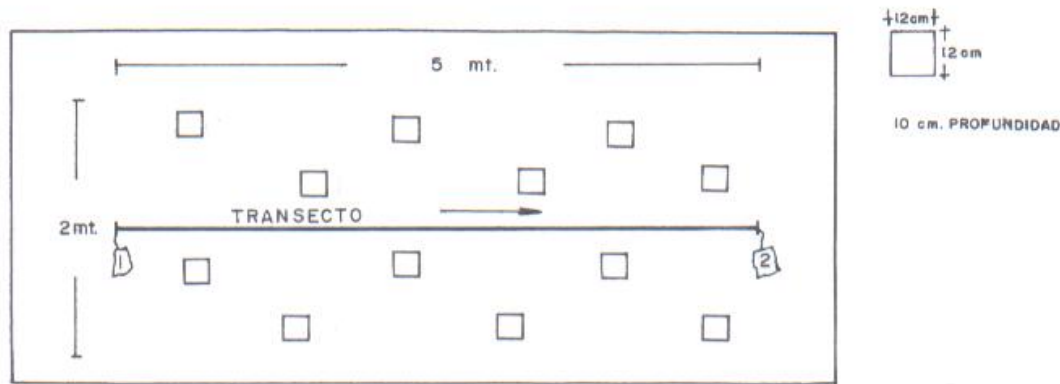


Fig. 24. Vista superior de una sección del transecto (5x 2 metros) presentando las seis muestras al azar por cada lado de la sección

Después de haber colocado el transecto, se procede a tomar las coordenadas geográficas con la ayuda de un navegador asociado a un sistema de posicionamiento global (Global Positioning System, por sus siglas GPS en inglés), obteniéndose los datos de altitud sobre el nivel del mar, latitud y longitud de cada sitio con el objetivo de registrar la ubicación exacta del lugar donde se coloca el transecto y se realiza el muestreo. Para la fase de muestreo se trabaja en parejas en cada sección de 5 x 2 metros (una persona a cada lado de la sección) y se extraen al azar 12 pequeñas muestras de suelo y hojarasca (6 en cada lado de la sección)

Cada muestra mide aproximadamente 12 x 12 x 10 cm (largo, ancho y profundidad respectivamente), las cuales se extraen con la ayuda de un palín; y son éstas muestras las que se van revisando en busca de termitas. Al extraer cada muestra se van depositando sobre bandejas, y si no se encuentran termitas, se van desechando; al encontrarse termitas en las muestras de suelo y hojarasca, se recolectan con la ayuda de pinzas entomológicas una cantidad aproximada de 15 soldados y 15 obreras. Este número de especímenes permite el manejo adecuado del material biológico encontrado; las termitas recolectadas se van depositando en frascos de vidrio conteniendo alcohol etílico al 80%. En cada frasco solo deberán ir las termitas recolectadas de cada muestra de suelo; no deberán mezclarse con las de otras muestras, ya que esto daría error al momento de realizar los análisis estadísticos y sacar conclusiones acerca del estudio.

Cuando se termina de desarrollar lo anterior, se procede a realizar otro muestreo llamado Micrositio (M), que consiste en revisar en el área de cada sección, con el objetivo de buscar termitas en los troncos caídos y en la base de los árboles. Para este muestreo se cuenta con un máximo de 15 minutos por cada lado de la sección; al encontrar troncos dentro de la sección, se deben mover o voltear y quebrarse con machete si es necesario, para tratar de encontrar termitas dentro de ellos.

Además en una libreta de campo se registran los datos correspondientes a: fecha, lugar de muestreo u otra información importante para el investigador (según los objetivos planteados).

El material biológico recolectado es transportado al laboratorio, posteriormente con la ayuda de claves taxonómicas, microscopio compuesto y estereoscopio, se identifican las diferentes especies de termitas encontradas en el muestreo.

Variables ambientales: Esta información tiene mucha importancia, ya que está relacionada con la actividad o no actividad de los ensambles de termitas en un sitio seleccionado, las mediciones y toma de datos se detallan a continuación.

1. Árboles vivos con diámetros mayores de 10 centímetros: En la fase de campo el investigador experimentado puede realizarla con regla (a grandes rasgos), aunque lo recomendado es utilizar cinta métrica y registrar el diámetro a la altura del pecho. Cabe recalcar que esta es la única medición realizada en el transecto que utiliza dos metros a cada lado de la cuerda. La manera práctica de registrar estos datos en la libreta de campo es la siguiente:

Esta práctica se realiza, ya que los estudios demuestran que el número y diversidad de termitas está influenciado por el número de árboles, así tenemos que en los bosques primarios, la diversidad de termitas es mayor que en un terreno dedicado a la agricultura (Jones, *et al*, 2001).

2. Troncos largos de árboles muertos con un diámetro mayor de 10 centímetros: Esta medición se realiza debido a que el número de troncos influye en el número y diversidad de especies de termitas, por esta razón es importante realizar el muestreo llamado Micrositio que fue explicado anteriormente. Con respecto a la medición en campo, se van registrando el largo y el diámetro de cada tronco encontrado dentro del área normal del transecto (Fig. 23), esta información nos permite obtener el volumen de biomasa (con respecto a los troncos) utilizando la siguiente fórmula: $V = L \times \pi r^2$

3. Troncos pequeños entre 5 y 10 centímetros de diámetro: Esta medición se realiza con el mismo objetivo que el literal número 2, aunque al momento de registrarlo en la libreta de campo, solo se escribe el número de troncos encontrados en cada lado de la sección.

4. Muestras de suelo con barreno: Este muestreo se realiza en cada transecto y sirve para poder hacer las mediciones de:

- A. Horizonte "A".
- B. pH.
- C. Carbón orgánico (%).
- D. Nitrógeno Total.

Esta información es importante porque influye en la cantidad y diversidad de termitas en el suelo; por ejemplo en un estudio realizado por Jones, Susilo, Bignell Suryo, Gillison, y Eggleton en Sumatra en 1997, se determinó que en suelos con pH de 3.0 a 4.5 la diversidad de termitas es alta, no así cuando el pH es de 5.0 a 6.0 la diversidad de termitas es baja.

Además de obtener todos los datos anteriores, se deben de registrar los datos de precipitación del lugar en estudios, la duración de la época seca y lluviosa, ya que esto está relacionado con la actividad de los termiteros o nidos de las termitas (Issa y Jaffe 1996).

21. Muestreo de granos almacenados

En muestreo en granos almacenado es de gran importancia para confirmar que el producto es apropiado para su almacenamiento. Las plagas de almacén tienen en forma general una distribución aleatoria o se aglutinan en determinados lugares. Por esta razón, es necesario realizar más muestreos y examinar un adecuado volumen de grano. Como un ejemplo se tienen el muestre de 3 kg./20 toneladas, el cual es adecuado para determinar la infestación sobre la base de un insecto/kg. de grano. Las muestras deben ser revisadas utilizando una bandeja con zaranda, detectando la presencia de huevos o larvas, granos con agujeros y adultos vivos o muertos.

Se pueden tomar muestras del grano mediante distintos procedimientos en el momento de su admisión en el almacén, durante el almacenamiento, durante su paso por la transportadora, durante el descargo y en la fase de distribución.

En la fase de admisión, el grano recién cosechado no contiene plagas de almacenamiento, pero en algunos casos existen resultados positivos. Los granos previamente almacenados pueden estar infectados.

Durante el almacenamiento la detección precoz es esencial, pero el muestreo no es confiable. Los cambios de temperatura y humedad pueden indicar un riesgo de infestación. Los ácaros suelen aparecer en las capas de superficie más húmeda. Antes de la descarga, las plagas deben ser detectadas y tratadas adecuadamente.

La FAO (1993), describe diferentes tipos de muestreadores o caladores que se detallan a continuación.

Muestreador (Calador) simple

Descripción: Pieza de acero cónica y acanalada compacta en el extremo correspondiente al vértice, el otro provisto de un mango, generalmente de madera dura, perforado totalmente y por donde se deslice la mercadería para su observación (Fig.25).

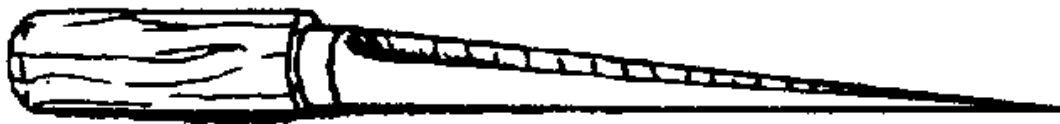


Fig. 25. Muestreador simple

Usos: Se utiliza para mercadería en sacos (envasada). Se introduce totalmente en el saco, con la parte acanalada hacia abajo y se retira con un movimiento de rotación hacia arriba para no dejar caer el grano. Ya calado el saco, la muestra pasa para su peritaje, a través del mango hasta la mano opuesta a aquella con la que el operador acciona el calador. Las medidas del muestreador o calador se presentan en el cuadro 20.

Cuadro 20. De acuerdo al tipo de mercadería a muestrear hay distintas medidas de muestreador o calador (en mm.)

Muestreador o calador	Cártamo, Girasol, Soya y Maíz	Maní, fríjol	Trigo-Avena-Cebada Centeno-Mijo-Alpiste Arroz-Lino-Colza y Sorgo
Largo desde la punta al comienzo del mango	350	395	315
Diámetro del orificio en la entrada del mango	26	33	18
Diámetro del orificio en la salida del mango	28	39	22
Ancho de la abertura de la boca del mango	21	32	18
Largo de la punta	89	102	75
Ancho de la abertura en su comienzo	13	13	10

Muestreador (Calador) cilíndrico o calador sonda

Descripción: consta de dos tubos metálicos, uno dentro de otro con un espacio mínimo entre ambos. Cada uno de los tubos posee una serie de perforaciones, equidistantes entre sí, cada una de las cuales corresponde a un compartimiento en el tubo interior. Cada compartimiento o celdilla tiene una capacidad aproximada de cincuenta centímetros cúbicos. Las Perforaciones de los tubos se superponen al girar, desde la parte superior, un tubo con relación al otro, por lo que el calador puede penetrar en la masa del grano y salir de ella con los compartimientos cerrados o abrirse para tomar la muestra en el instante adecuado.

Usos: Se utiliza para mercadería a granel. Se introduce la masa de grano con los compartimientos cerrados, al tocar el fondo del continente se procede a abrir los mismos y con pequeños movimientos en sentido longitudinal se ayuda a su llenado. Se cierra y se extrae el muestreador (calador), volcando luego de su contenido sobre un lienzo o bandeja con zaranda para su inspección.

Medidas: De acuerdo a la profundidad de la masa de grano a muestrear, existen muestreador (caladores) que oscilan entre un metro con cincuenta centímetros conteniendo diez compartimientos hasta tres metros con sesenta centímetros con veinte compartimientos. Se debe tratar en todos los casos de acceder al fondo del contenedor.

El Muestreador (Calador) compuesto o sonda de alvéolos (Fig. 26). Se utiliza para el muestreo de productos a granel. Posee varias aberturas que permiten la retirada de pequeñas muestras a diversas profundidades. Se utiliza para recolectar muestras en camiones, graneros, silos, vagones de ferrocarril, etc.

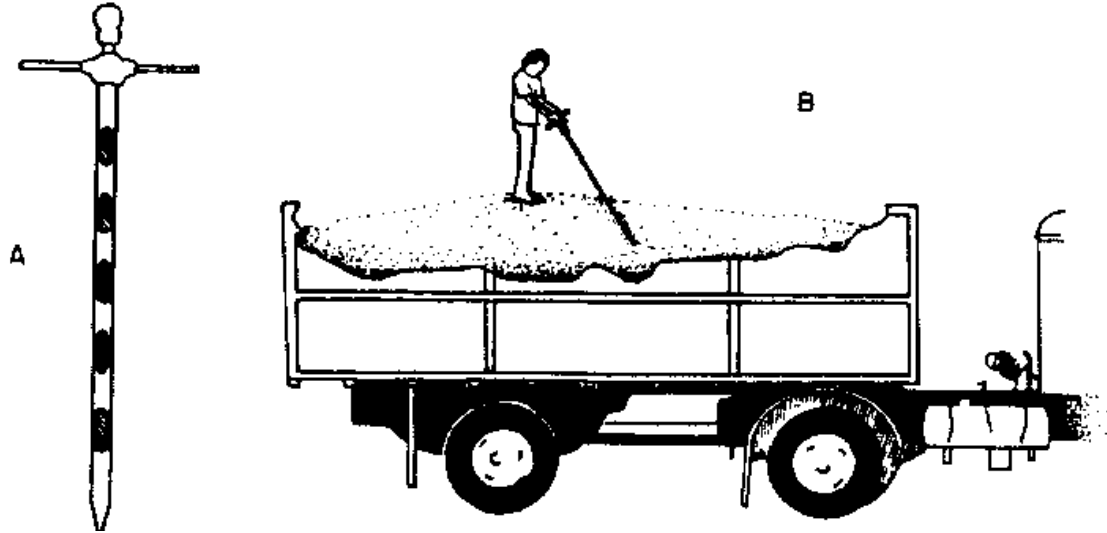


Fig. 26. Muestreador compuesto o sonda de alvéolos: A) muestreador; B) muestreo de un camión.

La sonda manual o de profundidad. Esta sonda puede introducirse a distintas profundidades, por lo que es utilizada para recolectar muestras de productos a granel hasta los seis metros de profundidad. También existe la sonda neumática (Fig. 27). Esta sonda permite recolectar muestras a grandes profundidades por medio de la succión de granos. Puede ocasionar errores en el muestreo debido a que extrae una mayor cantidad de impurezas livianas.

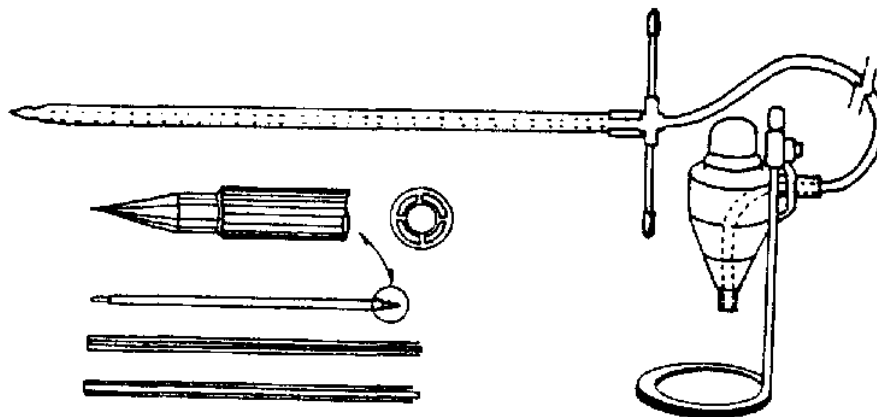


Fig. 27. Muestreador o sonda neumática

Muestreador tipo pelicano o cucharón

Descripción: Esta formado por una pieza cónica de metal que se une a un mango de madera por medio de una abrazadera (Fig.28).



Fig. 28. Muestreador tipo pelicano o cucharón

Usos: Se utiliza para tomar muestras de mercadería a granel y en movimiento. Se introduce en el flujo de grano a intervalos frecuentes y regulares.

Medidas: Las dimensiones del cono deberán ser tales que permitan contener aproximadamente cincuenta granos del producto. El largo del mango será variable de acuerdo a la distancia al flujo del grano.

Momento en que se realiza el muestreo

Cuando se recibe el producto. El muestreo tiene por finalidad determinar el contenido de humedad, impurezas, plagas, daños y la clasificación del producto (Fig. 29).

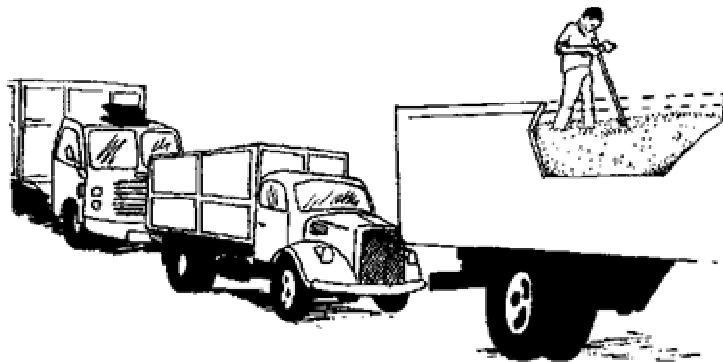


Fig. 29. Muestreo durante la recepción del producto

Durante el almacenamiento. El muestreo se realiza para inspeccionar y clasificar el producto. La inspección tiene por objetivo comprobar la existencia de insectos, hongos y roedores, y si existe deterioro; además, está destinado a cuantificar el contenido de humedad del producto (Fig. 30).

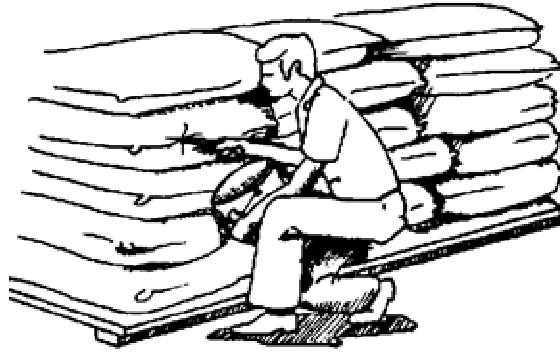


Fig. 30. Muestreo durante el almacenamiento

Durante la transferencia y comercialización del producto. El muestreo tiene la finalidad de clasificar el producto.

Homogenizador y divisor de muestras

Se utilizará un equipo del tipo Boerner o similar que produzca resultados equivalente.

Descripción: Aparato portable compuesto por una tolva receptora de grano con forma de cono invertido de una capacidad variable, comunicada por su base al cono por medio de una válvula que permita cortar o permitir el paso del grano.

El cono, recinto donde se produce la expansión del grano, continua su base con la corona divisoria, que consta de treinta y seis a setenta y dos celdillas radiales que dividen la muestra en partes iguales derivándolas a las bandejas cónicas ubicadas debajo de la corona. Estas se encuentran a dos, cuatro o seis, una debajo de la otra y reciben el grano separado por la corona divisoria desviándolo a dos, cuatro o seis salidas o recipientes, donde se recibe finalmente el grano.

Usos: se utiliza para poder introducir una mezcla de los granos o porciones de granos que componen una muestra, a la vez que se efectúa una división de la misma en un número variable de partes semejantes.

Medidas: Existen distintas versiones del mismo aparato, adecuadas al trabajo con volúmenes de muestra de varios kilos (caso de información de muestra original o conjuntos) o para el trabajo con muestras lacradas de trescientos o cuatrocientos granos (adecuados para análisis de certificación final).

Extracción de la muestra

En todos los actos de muestreo de granos, en procura de la obtención de la muestra representativa del lote en cuestión, se procederá según la mecánica operativa detallada a continuación.

A. Mercadería a granel

El método a utilizar dependerá de la accesibilidad del grano a la toma de muestras, pudiéndose utilizar calador sonda y/o cucharón, según acuerdo de partes. El número de puntos a muestrear en los vehículos varía en función de su capacidad.

En vehículos de hasta 15 toneladas se establecen por lo menos cinco puntos de muestreo (Fig. 31). Los puntos de muestreo deben variar de un vehículo a otro para evitar posibles fraudes (Fig. 32 y 33).

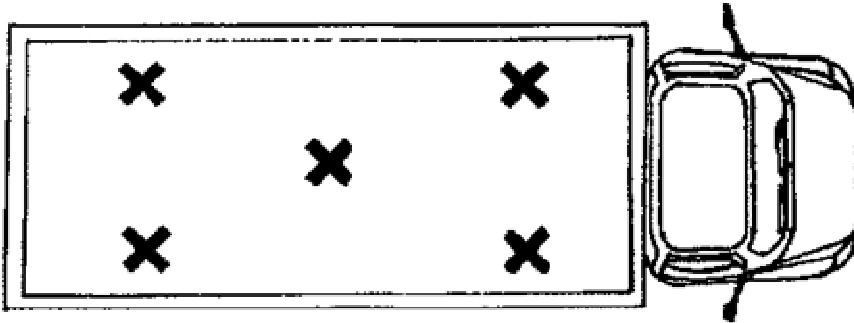


Fig. 31. Esquema de muestreo para vehículos de hasta 15 toneladas de capacidad

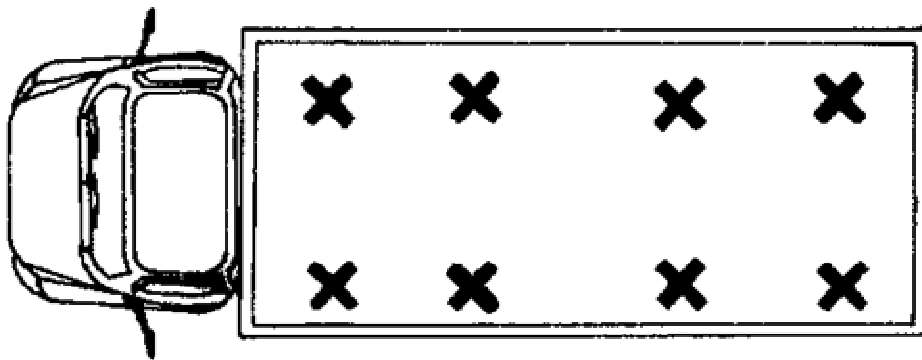


Fig. 32. Esquema de muestreo para vehículos de hasta 30 toneladas de capacidad

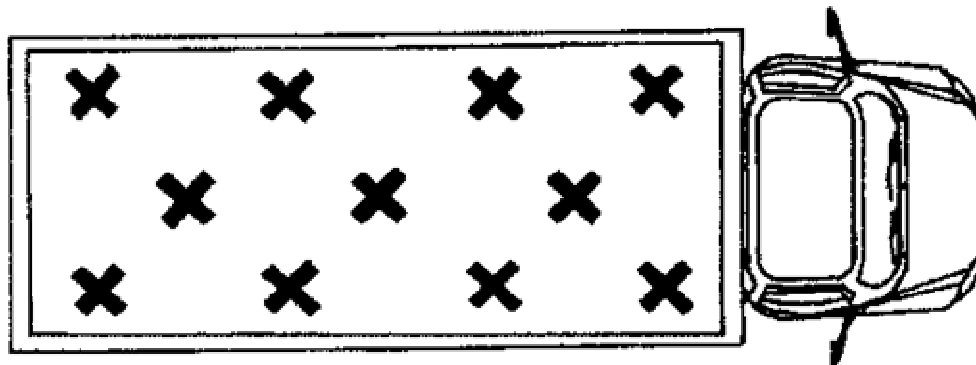


Fig. 33. Esquema de muestreo para vehículos de más de 30 toneladas de capacidad

En camiones se calará cada vehículo utilizando un calador sonda de una longitud suficiente como para alcanzar el fondo, introduciéndolo en forma perpendicular al mismo.

a) Chasis del camión: Se realizará un mínimo de tres caladas, distribuidas en dos de los cuatro ángulo del vehículo a cuarenta centímetros, aproximadamente a la pared y UNA (1) equidistante en la zona central del mismo. Se extraerán, además doscientos cincuenta granos del conjunto de boquillas si las hubiere.

b) Acoplados del camión: Se procederá en forma similar al chasis pero realizando un mínimo de cinco caladas, cuatro en cada ángulo del vehículo, a cuarenta centímetros, y una, equidistante en la zona central del mismo. Se extraerán, además doscientos cincuenta granos del conjunto de boquillas si las hubiere.

En vagones: El procedimiento varía según el tipo de vagón, como se muestra a continuación.

a) Graneleros convencionales sin compuerta superior: Se procederá a extraer muestras a través de las puertas laterales utilizando un calador sonda que permita llegar lo mas a fondo posible. Se deberán realizar como mínimo tres caladas por cada puerta lateral, una en dirección al centro y dos hacia los laterales. Si ello no fuera posible o bien se presenten reservas sobre la representatividad de la muestra obtenida , la obtención de muestras válidas para lacrar se realizará durante la descarga del vehículo con cucharón.

b) Vagones tolva y graneleros convencionales con abertura superior: se procederá a extraer muestras a través de cada una de las compuertas, por medio de un calador sonda, con un mínimo de ocho caladas por vagón, procurando llegar en profundidad y hacia los laterales. Si ello no fuera posible o bien se presenten reservas sobre la representatividad de la muestra obtenida, la obtención de muestra válidas para lacrar se realizará durante la descarga del vehículo con cucharón.

En vagonetas tolva o carrillines: Se efectuará una calada en el centro del mismo utilizando calador sonda y luego, a medida que se va descargando, se completa la muestra recogiendo con cucharón.

En barcazas: Se realizará un mínimo de veinte caladas, sondeando en puntos distribuidos uniformemente, tratando de cubrir la totalidad de la superficie accesible y llegando a la mayor profundidad posible.

Mercadería no homogénea: En los casos en que los sondeos hayan detectado zonas en donde el grano presente una marcada falta de homogeneidad, sea por calidad inferior o fuera de condición, el inspector podrá sacar una muestra separada de dicha zona, ubicando mediante sucesivas caladas la importancia del volumen en cuestión.

Grano en movimiento (descarga o transporte): se utilizaran procedimientos manuales o automáticos que permitan la extracción periódica y continua de la muestra y aseguren la representatividad del conjunto. Se utilizará un muestreador tipo pelicano o cucharón que se introducirá en distintos sectores del flujo del grano con la mayor frecuencia posible y a intervalos regulares de acuerdo al flujo de la mercadería.

Para el caso de carga o descarga de vapores o barcazas con balde o grúa, se procederá a obtener muestras desde cubierta de la mercadería contenida en el elemento de descarga, mediante el uso de un cucharón adecuado para tal fin. El número de muestras y la frecuencia de las mismas deberá ser el mayor que las condiciones permitan a fin de asegurar la máxima representatividad del muestreo.

B. Mercadería en sacos

Número de sacos a muestrear: Cuando el lote contiene menos de 10 sacos, todos los sacos deben maestrear; si el lote contiene de 10 a 100 sacos, se recomienda maestrear por lo menos 10 sacos. Para lotes mayores de 100 sacos, el muestreo debe realizarse siguiendo las recomendaciones del cuadro 21.

Cuadro 21. Número de sacos a maestrear para lotes de más de 100 sacos

Lote (Sacos)	Muestreo	Lote (Sacos)	Muestreo	Lote (Sacos)	Muestreo
101 - 121	11	626-676	26	1601 - 1681	41
122-144	12	677- 729	27	1682-1764	42
145-169	13	730-784	28	1765-1849	43
170-196	14	785-841	29	1850- 1936	44
197-225	15	842-900	30	1937-2025	45
226-256	16	901-961	31	2026-2126	46
257-289	17	962-1024	32	2117-2209	47
290-324	18	1025 - 1089	33	2210-2304	48
325-361	19	1090- 1156	34	2304-2401	49
362-400	20	1157-1225	35	2402 - 2500	50
401 -441	21	1226-1296	36	2501 -2601	51
442-484	22	1297-1369	37	2602-2704	52
485-529	23	1370-1444	38	2705-2809	53
530-576	24	1445-1521	39	2810-2916	54
577-625	25	1522-1600	40	2917-3000	55

Después de establecer el número de sacos que deben ser maestreados se recolectan las muestras con un muestreador (calador) simple. El calador debe introducirse desde abajo hacia arriba, con un movimiento de "vaivén" para hacer más fácil la salida del producto. Después de retirar el producto, se debe hacer una "X" con la punta del calador en el orificio con el objeto de reacomodar la malla del saco. Para la homogeneización y división de la muestra se recomienda usar un homogeneizador; la homogeneización es importante para que la muestra sea representativa del lote.

La división de la muestra tiene por objetivo hacer más fácil su manejo; la parte de la muestra que no se utiliza en el análisis debe ser devuelta al lote de extracción. Durante la recepción del producto, normalmente se preparan dos muestras de aproximadamente un kilo cada una; una servirá para el análisis y la otra para el archivo. Durante el almacenamiento, por lo general se prepara una sola muestra para el análisis. En la

transferencia y comercialización de los granos se preparan dos muestras, una para análisis y otra para el archivo.

Las muestras deben ser envasadas en recipientes apropiados e identificadas, anotando por lo menos: nombre de la unidad almacenadora, nombre del depositante, número del lote, tipo de producto, contenido de humedad, contenido de impurezas, presencia o ausencia de plagas, fecha del muestreo y firma del que lo llevó a cabo.

Elección de los sacos a muestrear: Las mismas se elegirán en función de su ubicación en la estiba, procurando abrir todos los costados de la misma desde arriba hacia abajo. En el caso que solo un número reducido de sacos estuviera accesible deberá constar en el informe envase o etiqueta. Para el caso de entregas, donde se produce el movimiento de los sacos, se elegirán sistemáticamente o al azar los que se muestrearán.

Extracción de la muestra: Utilizando el muestreador (calador) adecuado, se introducirá el mismo en forma diagonal, aproximadamente en la zona central superior del saco, procurando llegar lo mas profundo posible. Si las partes resuelven de común acuerdo no utilizar muestreador (calador), se procederá a la apertura de los sacos, extrayéndose muestras de cada una de las abiertas para la información del respectivo conjunto.

C. Mercadería en silos, graneros o bodegas

Para realizar el muestreo en silos se deben considerar cinco puntos de muestreo; se recomienda que uno de ellos esté ubicado en el centro del silo (Fig. 34).

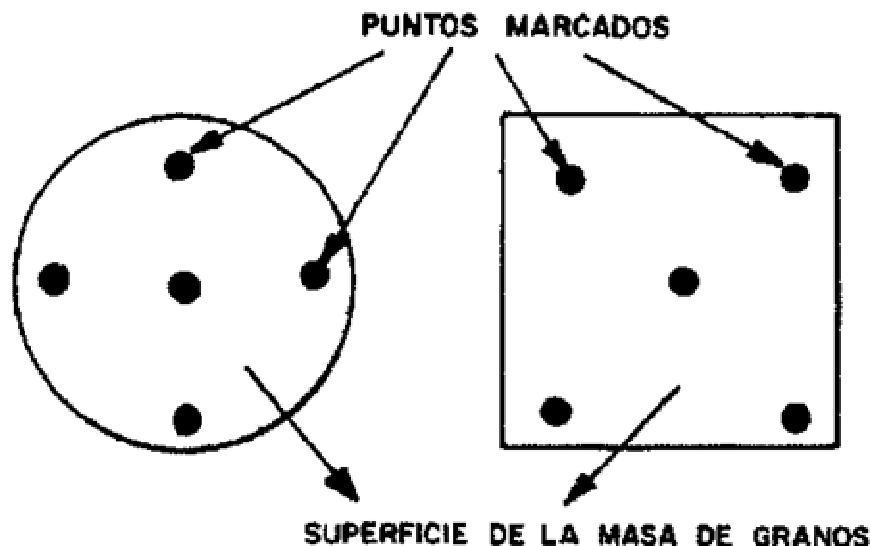


Fig. 34. Esquema para muestreo de silos verticales

En los graneros horizontales o bodegas es conveniente aumentar el número de puntos de muestreo, cuidando que estén bien distribuidos en la superficie de los granos. Tanto en silos como en bodegas, las muestras se deben tomar a cada metro de profundidad con la

sonda manual o neumática (Fig. 35). Después de recolectar las muestras de cada lugar de muestreo es necesario homogeneizarlas y dividir las.

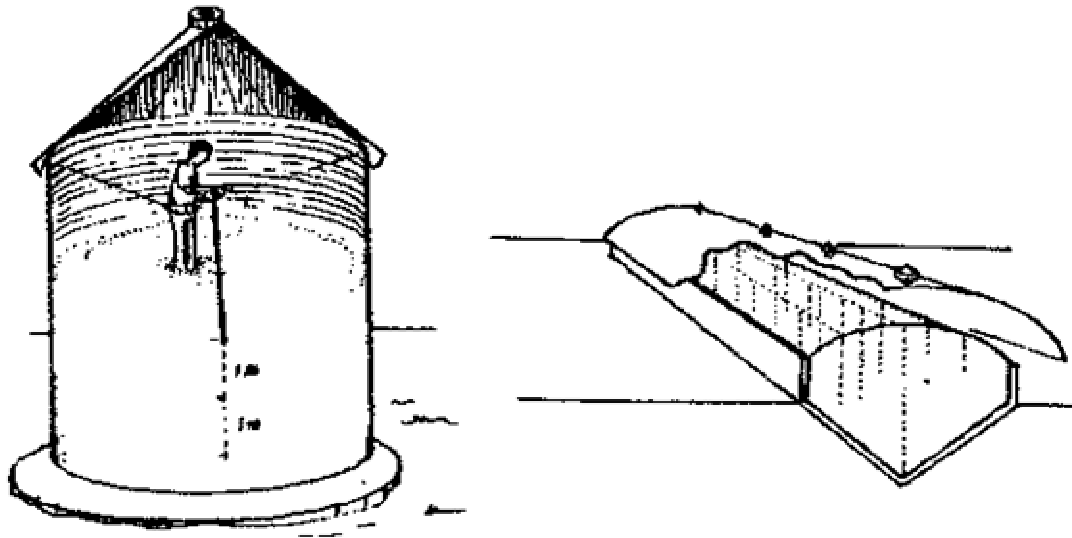


Fig. 35. Muestreo de silos y bodegas con granos a granel

Para el muestreo en conductos de descarga y cintas transportadoras se recomienda establecer los siguientes números de recolección:

- lotes de hasta 10 toneladas: 20 tomas.
- lotes de hasta 50 toneladas: 22 tomas.
- lotes de hasta 100 toneladas: 25 tomas.
- más de 100 toneladas: mínimo 25 tomas por cada 100 toneladas.

Las muestras se deben recolectar con el muestreador apropiado, a la salida de los conductos de descarga o en las cintas transportadoras.

22. Como hacer muestreo para enfermedades en cultivos agrícolas

El conocimiento y la información relacionada a todos los aspectos del sistema cultivo-plaga, son los fundamentos en los cuales se basan las decisiones del manejo de plagas actual.

Existe el reto para combinar las opciones de manejo disponibles en la forma más apropiada en la agricultura comercial. El enfoque es hacia el nivel de toma de decisión en campo, es decir las decisiones que pueden ser tomadas por el agricultor en sus campos a cualquier momento durante la temporada de cultivo, dada la situación local y el curso

futuro esperado de los eventos en esos cultivos y en el mercado. Dependiendo esta decisión de los objetivos del agricultor y de las peculiaridades del sistema de producción.

El conocimiento y la información que afecta el proceso de toma de decisión puede ser categorizado de la siguiente manera:

1. Conocimiento del proceso: Acerca del comportamiento dinámico de los procesos de los componentes del sistema, y como ellos interactúan, en relación al ambiente natural. Ej.: dinámica poblacional, epidemiología, tablas de vida, efecto de la plaga en el crecimiento y producción de los cultivos, interacciones entre las plagas y sus enemigos naturales, los factores abióticos que conducen los procesos poblacionales, y la distribución de estos organismos en el cultivo.
2. Información socio-económica y objetivos de manejo: El marco socio-económico en el que el fitoproteccionista toma las decisiones de manejo de plagas. Incluye el valor del cultivo en un momento dado, y como podría ser al momento de la cosecha, el costo de alguna acción de manejo tomado para reajustar el sistema, y como los agricultores individuales tratan o se enfrentan a la incertidumbre del impacto de la plaga en el rendimiento final.
3. Conocimiento actualizado: Acerca del estado del sistema en el campo; lo cual ayuda al fitoproteccionista a especificar que aspectos del conocimiento general son relevantes a un cierto momento y lugar. Es esencial la medición de la abundancia de la plaga o de los enemigos naturales, el estado fenológico del cultivo, clima actual y futuro. Con el objetivo de ayudar a decidir el curso de acción. Sin esta información, los agricultores deben recurrir a algún tipo de procesos de decisión automatizados como aplicaciones calendarizadas. El proceso de adquirir este conocimiento es conocido como muestreo. Y como unidad de manejo el campo, huerto o área en que la muestra es tomada (Binns, Nyrop y Van der Werf, 2000).

Este conocimiento puede ser tomado en forma de inspecciones (surveys) o en forma de muestreo. La inspección de enfermedades en los cultivos es requerida para muchos propósitos, principalmente para determinar el tipo y la severidad de las enfermedades afectando a los cultivos.

Las inspecciones de diagnóstico combinan la identificación de las enfermedades con una medida de su intensidad. Los aspectos cualitativos que se ocupan con la determinación de que es lo que se encuentra en un lugar, pudiendo ser el tipo de daño, los síntomas, etc.

Los aspectos cuantitativos, determinan cuanto de una plaga en particular esta presente, particularmente en relación a cuanto daño esta siendo ocasionado al cultivo. Las inspecciones deben ser retomadas muchas veces durante la temporada de acuerdo a como las fases fenológicas del cultivo pueden variar en su susceptibilidad. Y los datos deben estar relacionados a una fase en particular en orden de determinar el efecto de la enfermedad en el rendimiento.

Planificación de la inspección

1. La población o región a ser cubierta.
2. Las características a ser estimadas (técnicas y destrezas requeridas)
3. Las subclases (variedades, tipos de suelo, etc.) a ser cubiertas.
4. El grado de precisión requerido (escala de la inspección).

Las inspecciones constan de cuatro fases:

1. Planificación: decisión de que datos son requeridos.
2. Muestreo: recolección de los datos.
3. Análisis: conversión de los datos en información accesible.
4. Reporte: Uso de la información para lograr el objetivo original.

La evaluación de las enfermedades se basa en la percepción de lesiones, es decir, en los síntomas de la enfermedad. Esta percepción consiste en la capacidad fisiológica de distinguir el tejido enfermo del tejido sano, y luego en la experiencia de relacionar la proporción de tejido enfermo con algún punto de referencia aceptado.

Antes de realizar la evaluación de una enfermedad en el campo, deben de satisfacerse los siguientes requisitos previos:

1. Escoger el método de muestreo más apropiado para el propósito y la distribución esperada de la enfermedad en el campo, lo que también depende de la fecha de la evaluación en relación al progreso de la enfermedad.
2. Determina la unidad apropiada de muestreo (hoja, retoño, fruto, etc.) según el objetivo. Se ha comprobado que los cálculos visuales de la severidad de la enfermedad son más precisos si la unidad de muestreo es, por ejemplo, una hoja y no una rama, porque es menos exacto si se trata de una rama con muchas hojas como unidad de muestreo. Los cálculos efectuados por un buen estimador son mucho más inexactos aún, si se toma como unidad muestral una parcela de campo. Otro problema se presenta si la enfermedad tiene diferentes intensidades en cada lado de la hoja, o en frutas, espigas, mazorcas, etc. Aquí deben de hacerse descripciones.
3. Determinar un tamaño muestral que garantice un cálculo promedio representativo para la muestra (que puede ser un campo completo).
4. Escoger las fechas de muestreo que garanticen conclusiones que tienen sentido en relación con las intensidades estimadas de la enfermedad, por ejemplo, hacer evaluaciones de pérdidas de cosecha en estados críticos del cultivo, o hacer evaluaciones semanales para reconocimientos, etc.

Antes de comenzar con la evaluación de una enfermedad se requiere una decisión sobre si se debe evaluar la incidencia o la severidad de la enfermedad.

La incidencia de la enfermedad es adecuada para enfermedades como podredumbres de la raíz y del tallo, marchitez, espigas con carbones o frutas (ejemplo, limones o naranjas) como unidad muestral que pierde su valor en el mercado con una sola mancha; luego órganos como unidades de muestreo que desaparecen cuando están afectados, etc.

En el caso de la evaluación de pérdidas puede introducirse un umbral crítico, es decir, se considera que la unidad de muestreo es afectada sólo cuando muestra cierto grado de severidad de la enfermedad que conlleva la pérdida completa de la unidad de muestreo. La incidencia de la enfermedad puede ser notablemente exacta, ya que el conteo es la técnica apropiada en la evaluación.

La severidad de la enfermedad es más apropiada para las royas, mildiús, manchas foliares, y todas las otras enfermedades que afectan solamente partes de las unidades muestrales. Hay que estimarla visualmente, a menos que la unidad de muestreo sea llevada al laboratorio para someterla a mediciones electrónicas o con planímetros. La severidad de la enfermedad permite una evaluación de la capacidad del inóculo, puesto que se conoce la distribución de lesiones con su edad y cuando se conoce el grado de infección que depende del estado de desarrollo de la lesión.

La severidad de la enfermedad está más directamente involucrada en la pérdida de la cosecha que la incidencia de la enfermedad.

Los cálculos visuales de la severidad de la enfermedad, sin embargo, están sujetos a errores. Estos errores pueden atribuirse a las siguientes causas:

- La ley de Weber–Fechner, que dice que el ojo humano percibe logarítmicamente los estímulos.
- Errores individuales, sistemáticos y los del azar con cálculos correctos, pero que son inexactos y falsos debido a una base falsa.

Las evaluaciones visuales de la severidad de la enfermedad pueden ser directas o con ayuda; y cuando son directas en unidades de muestreo, se dan en porcentajes. Puede computarse un promedio aritmético de un solo valor que, sin embargo, no es permisible en los casos donde se miden valores exactos para el tejido afectado o no afectado del hospedero (ejemplo, en mm.). En este caso, ambos grupos de valores deben sumarse primero individualmente y después puede computarse el porcentaje de la superficie afectada. Puede ser una ayuda útil saber que las enfermedades con lesiones distintas casi no afectan más del 30–40% de la superficie foliar. Los mildiús pulverulentos pueden ser una excepción.

Las evaluaciones directas no son complicadas y dan resultados cuyo error depende en gran parte del entrenamiento y la experiencia del personal involucrado. Entrenamiento y experiencia requieren invariablemente controles en cuanto a la exactitud de las evaluaciones por mediciones exactas o por medio de diagramas estándar.

23. Diagnóstico y evaluación de enfermedades

Muestreo

Un procedimiento de muestreo apropiado comprende la combinación de un método adaptado de muestreo y un tamaño de muestra representativo. Para que sea representativo debe relacionar la distribución espacial de la enfermedad y para poseer un nivel deseado de precisión, debe ser de un adecuado tamaño en relación a los objetivos de la inspección. Para que un muestreo sea verdaderamente representativo, la distribución espacial debe ser tomada en cuenta. Dependiendo del modo de transmisión, las plantas enfermas pueden tener una distribución al azar, regular, o agrupada. Por tanto para inspecciones de diagnóstico se debe tener un conocimiento previo de la enfermedad presente y de su comportamiento.

Por lo general un muestreo al azar da buenos resultados, pero no siempre es fácil de lograr en condiciones de campo, así pueden ser usados distintos patrones como muestreo en diagonal, o en forma de "W", si bien estas aproximaciones tienen cierto sesgo inherente, son más fáciles de implementar que un muestreo completamente al azar (Holderness, 2002). En relación con la presencia de una plaga determinada, y el resultado de su efecto en el cultivo, se debe definir:

Lesión (Injury): es el efecto de la presencia de la plaga en un cultivo afectando su fisiología, como el cambio en el área foliar o en la tasa de fotosíntesis. Términos fisiológicos.

Daño (Damage), es el efecto de las lesiones (Injury) en el cultivo, que da como resultado la reducción en la cantidad o calidad del producto cosechable. Términos cualitativos o cuantitativos.

Pérdida: es el efecto final de lesiones y daño en las ganancias financieras del cultivo. Términos monetarios. (Binns, Nyrop y Van der Werf, 2000). A partir de los datos obtenidos en las inspecciones y muestreos, la toma de decisión se basa principalmente en los siguientes criterios:

Diagnóstico

El primer paso y el más decisivo en un programa de control o manejo de las enfermedades de los cítricos, es el diagnóstico acertado y oportuno del agente causal.

Epoca de evaluación

El segundo paso a seguir en el programa de control o manejo de las enfermedades de los cítricos, se refiere al momento oportuno para realizar la evaluación del nivel de daño de la

enfermedad. Dado que el desarrollo del cultivo varía con las condiciones ambientales, las variedades, las prácticas culturales y el estado fisiológico, se recomienda utilizar los diferentes estados de desarrollo de la planta, como guía de la época crítica para la evaluación del nivel de daño de cada una de las enfermedades. Aunque a continuación se ofrece una guía como ejemplo, para las épocas de evaluación del cultivo del frijol (con relación a las plantas de cítricos existe información muy dispersa sobre este aspecto), es recomendable realizar el mayor número de evaluaciones posible durante el ciclo de cultivo, con el fin de obtener más información sobre el comportamiento de las enfermedades en cada una de las etapas de desarrollo del cultivo.

Cuadro 22. Epocas recomendables para la evaluación de niveles de daño en frijol (*Phaseolus vulgaris*)

ENFERMEDAD	ESTADOS DE DESARROLLO								
	V0	V1	V2	V3	V4	R5	R6	R7	R8
Pudriciones radicales.	X	X	X						
Antracnosis			X		X		X	X	X
Mancha anillada			X		X		X	X	X
Roya				X	X		X		X
Virus del Mosaico común				X	X		X		
Cenicilla, añublo de halo					X		X	X	X
Moho blanco							X	X	X

Cuadro 23. Etapas de desarrollo de la planta de frijol común (*Phaseolus vulgaris*)

ETAPA	DESCRIPCIÓN
VO	Germinación: Absorción de agua por la semilla; emergencia de la radícula y su transformación en raíz primaria.
V1	Emergencia: Los cotiledones aparecen al nivel del suelo y empiezan a separarse. El epicótilo comienza su desarrollo.
V2	Hojas primarias: Hojas primarias totalmente abiertas.
V3	Primera hoja trifoliada: Se abre la primera hoja trifoliada y aparece la segunda hoja trifoliada.
V4	Tercera hoja trifoliada: Se abre la tercera hoja trifoliada y las yemas de los nudos inferiores producen ramas.
R5	Prefloración: Aparece el primer botón floral o el primer racimo. Los botones florales de las variedades determinadas se forman en el último nudo del tallo o de la rama. En las variedades indeterminadas los racimos aparecen primero en los nudos más bajos.
R6	Floración: Se abre la primera flor.
R7	Formación de las vainas: Aparece la primera vaina que mide más de 2.5 cms. de longitud.
R8	Llenado de las vainas: Comienza a llenarse la primera vaina (crecimiento de la semilla). Al final de la etapa, las semillas pierden su color verde y comienzan a mostrar las características de la variedad. Se inicia la defoliación.
R9	Madurez Fisiológica: Las vainas pierden pigmentación y comienzan a secarse. Las semillas desarrollan el color típico de la variedad.

V = Vegetativa; R = Reproductiva.

Cada etapa comienza cuando el 50% de las plantas muestran las condiciones que corresponden a la descripción de la etapa.

Evaluación del nivel de daño

Una vez se haya identificado correctamente la enfermedad y definido la época de evaluación, el tercer paso a cumplir en el programa de control o manejo se orienta a medir la cantidad de daño que la enfermedad está ocasionando al cultivo. Para la evaluación y/o cuantificación del nivel de daño que las enfermedades causan al cultivo se utilizan escalas de incidencia y/o severidad.

La incidencia

Se refiere a la cantidad de unidades vegetales (plantas, hojas, frutos, etc.) que están afectados por una enfermedad en una población cualquiera de plantas, hojas o frutos y se expresa como porcentaje de la población total evaluada. Ejemplo: El número de plantas afectadas por el virus de la tristeza de los cítricos en 100 plantas evaluadas o el número de frutos afectadas por antracnosis en 100 frutos evaluadas.

La severidad

Se refiere a la cantidad de tejido vegetal (planta, hoja, frutos, etc.) que está afectado por una enfermedad y se expresa como porcentaje de la cantidad total del tejido de la planta, hoja o fruto evaluado. Ejemplo: la tercera parte (33%) de un fruto evaluado, está afectada (cubierta) por lesiones de antracnosis.

Interpretación de las escalas y los niveles de daño

Germoplasma Resistente: (Grados 1, 2, 3): Es útil como progenitor (fuente de resistencia) o variedad comercial. ATAQUE BAJO (Cuadro 21).

Germoplasma Intermedio: (Grados 4, 5, 6): Puede ser útil como variedad comercial. El nivel de daño es limitado. ATAQUE MEDIO.

Germoplasma Susceptible: (Grados 7, 8, 9): No es útil como variedad comercial, ni como fuente de resistencia. El nivel de daño es severo y causa pérdidas considerables en rendimiento. ATAQUE ALTO.

Cuadro 24. Las escalas de nivel de daño de las enfermedades presentadas aquí, contienen nueve grados que se agrupan en tres grandes categorías:

Grado	Categoría	Ataque	Interpretación
1, 2, 3	Resistente	Bajo	Bueno
4, 5, 6	Intermedio	Medio	Regular
7, 8, 9	Susceptible	Alto	Malo

Modo de uso de las escalas

Diagnosticada la enfermedad y definida la época de evaluación, se recorre la parcela experimental o el cultivo, para conocer la distribución, la frecuencia y la magnitud del nivel de daño en el cultivo. Se comparan los niveles de daño ilustrados en la escala de la enfermedad respectiva, con los grados o niveles de daño presentes en las plantas. Definido cuál es el grado o nivel de daño MÁS FRECUENTE en el cultivo, se procede a interpretar la escala (ATAQUE BAJO, MEDIO, ALTO) para tomar una decisión de control o manejo.

Análisis de datos

Los datos de incidencia y/o severidad colectados en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo, pueden ser utilizados para el diseño de curvas de progreso de la enfermedad (CPE), el cálculo de la tasa de infección (r) y/o el área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE). Los anteriores parámetros cuantifican de diferentes formas el comportamiento de las enfermedades y son de utilidad para comparar tratamientos (fungicidas, genotipos, etc.).

La estimación de daños causados por enfermedades, tiene como objetivo principal ayudar a tener un mejor conocimiento de las enfermedades en forma cualitativa y cuantitativa. La escala de enfermedades consiste en una descripción numérica y consiste en una serie de dibujos que representan los grados de severidad de una enfermedad (Fig. 36).

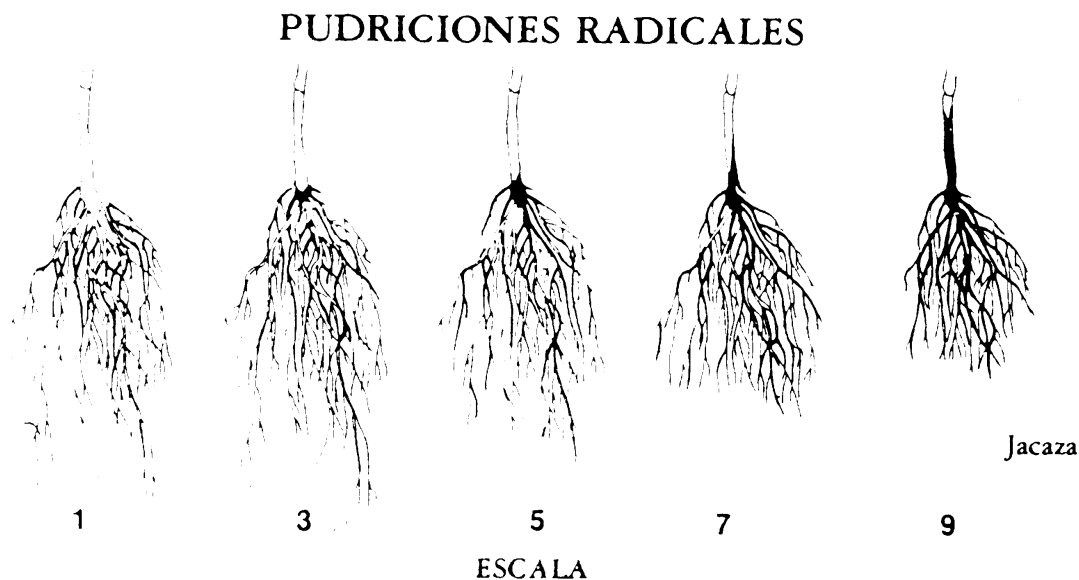


Fig. 36. Escala de daño para pudrición radical

- 1) Plantas sanas o base del tallo sano; hasta 1% de las raíces afectadas.
- 3) Base del tallo ligeramente necrosado; alrededor del 5% de las raíces afectadas.

- 5) Base del tallo necrosado; alrededor del 10% de las raíces afectadas.
- 7) El tercio inferior del tallo necrosado; alrededor del 25% de las raíces afectadas, observándose además una marcada reducción del sistema radical.
- 9) Tallo totalmente necrosado; alrededor del 50% o más de las raíces afectadas, ocasionando una reducción severa en el número de raíces.

MUSTIA HILACHOSA: Estado sexual (*Thanatephorus cucumeris*; Estado asexual (*Rhizoctonia solani*).

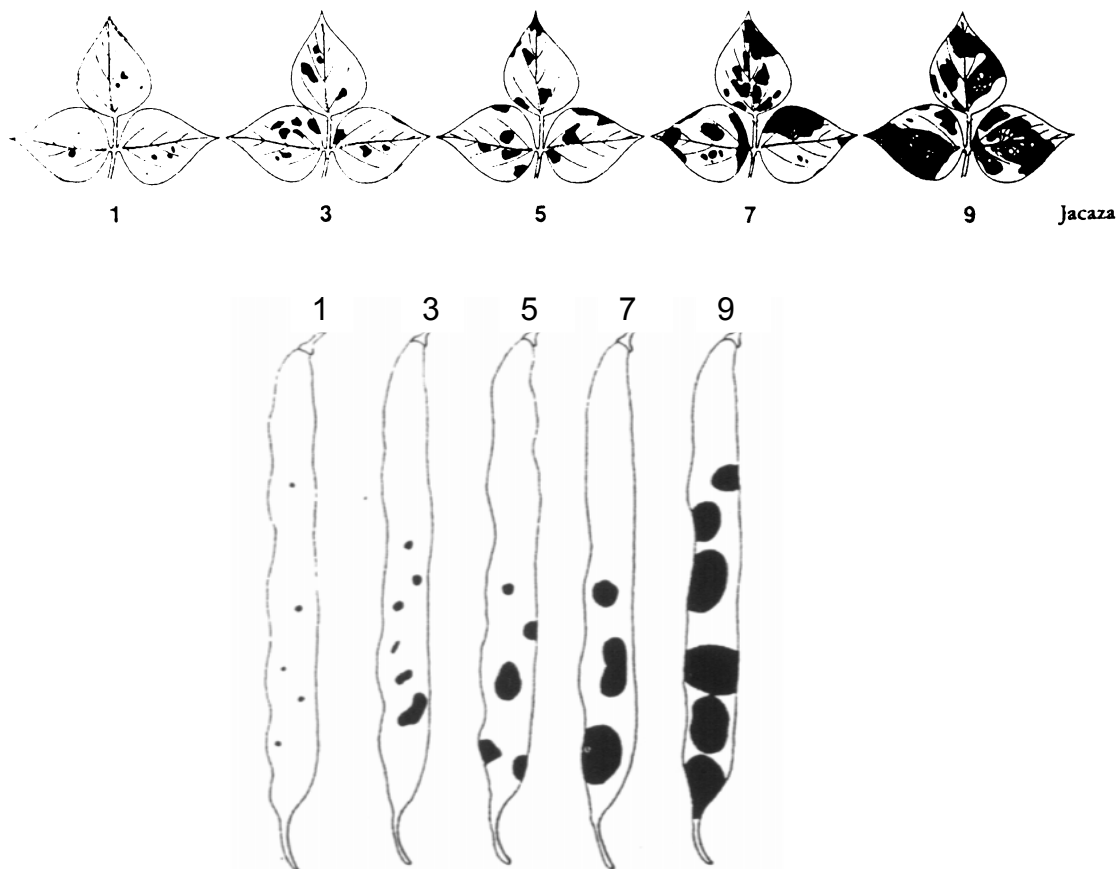


Fig. 37. Escala de daño para pudrición radical mustia hilachosa

- 1) Sin evidencia de síntomas o síntomas muy leves en hojas o vainas. Afectando hasta 1% del tejido.
- 3) Alrededor del 5% del área foliar o vainas afectadas.
- 5) Alrededor del 10% del área foliar o vainas afectadas.
- 7) Alrededor del 25% del área foliar o vainas afectadas.
- 9) Alrededor del 50% o más del área foliar o vainas afectadas.

24. Guía de muestreo de sigatoka para la evaluación y toma de decisiones en el cultivo de musáceos en El Salvador

La enfermedad conocida como sigatoka del banano tiene dos variantes, la sigatoka amarilla (*Mycosphaerella musicola*) y sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*), las cuales se diferencian en algunos síntomas y la producción de estructuras reproductivas del hongo en la superficie de las lesiones. La variante amarilla, se descubrió por vez primera en el valle de Sigatoka, en las islas Fiji, en 1912, y la segunda también en las mismas islas, el año de 1964. En Centroamérica se reportó por primera vez en Honduras el año 1972, de dónde se diseminó a toda la región. En la producción de guineos y plátanos es una de las más destructivas, llegando en algunos casos a efectuarse 35 aplicaciones de diversos fungicidas por año.

Objetivos

1. Utilizar escalas diagramáticas para la evaluación de severidad de enfermedades en campo.
2. Conocer la importancia del uso de escalas diagramáticas para el manejo integrado de enfermedades.

Procedimiento

La escala que se presenta a continuación, sirve para evaluar ambos tipos de la enfermedad.

- I. Para la evaluación de severidad de la enfermedad se utiliza la siguiente escala con base al desarrollo de las lesiones en la hoja:

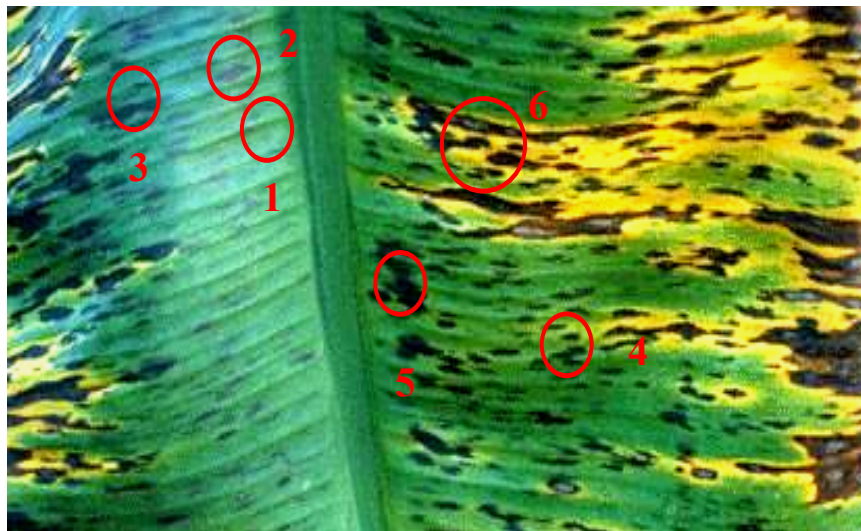


Fig. 38. Escala de daño para sigatoka del banano

Estadíos de desarrollo de la sigatoka:

1. Pequeñas decoloraciones de menos de 1mm, visibles únicamente en el envés de la hoja (llamadas pizcas).
2. Estrías pequeñas de 2-3mm de largo, paralelas a las nervaduras, de color café rojizo y visible sobre ambos lados de la hoja.
3. Las estrías aumentan de tamaño, tanto en largo como en ancho. Su color comienza a cambiar a café oscuro.
4. Las estrías crecen en largo y ancho, adquieren una forma elíptica. Varias estrías pueden coalescer, dando lugar a una mancha irregular negra, en el haz de la hoja y marrón o café oscuro en el envés.
5. Las manchas comienzan a secarse, ocasionando una depresión en el tejido enfermo. Con frecuencia la hoja se rodea de un halo clorótico, pero también las lesiones coalescen en una gran mancha negra, sin mostrar halo.
6. Las manchas se tornan de color grisáceo, el centro de la lesión se seca, la depresión aumenta y pueden observarse puntos negros que son las estructuras de reproducción del hongo (peritecios).

Cuadro 25. Los grados de síntomas de la hoja 4 equivalen cada uno a un coeficiente:

Grado y coeficiente	Grado y coeficiente
- 1 = 20	+ 1 = 40
-2 = 60	+ 2 = 80
- 3 = 100	+ 3 = 120
- 4 = 140	+ 4 = 160
- 5 = 180	+ 5 = 200
- 6 = 220	+ 6 = 240

Después, se suma cada coeficiente obtenido en la hoja 4 de las 10 plantas. Luego, se compara esta suma con la de la semana anterior.

II. Selección de los puntos de muestreo:

- a) Entre al terreno, seleccione y marque 10 plantas representativas de la población total.
- b) Elija la hoja número cuatro de cada planta, de acuerdo a la figura 35:

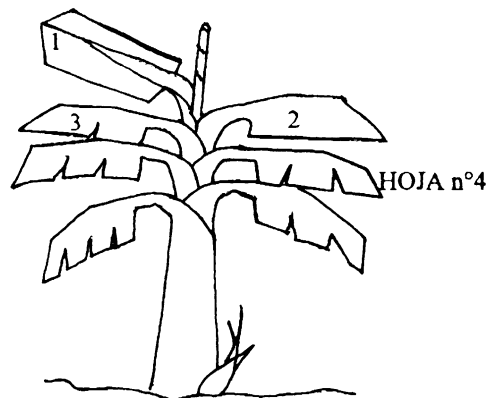


Fig. 39. Elección de la hoja en una planta de banano

- c) Determine el cuadrante de muestreo (según figura 40) y cuente el número de lesiones con base a la escala de severidad de la enfermedad, anote en la hoja de campo.

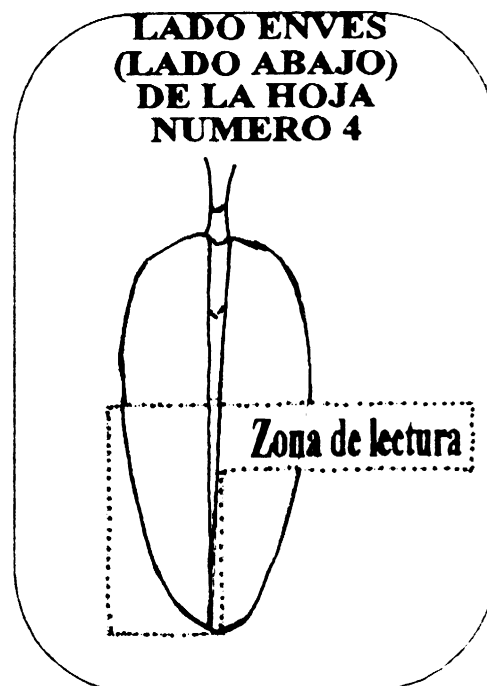


Fig. 40. Cuadrante de muestreo de sigatoka en banano

- III. El muestreo debe de realizarse cada semana, esta escala permite determinar el grado más elevado de la enfermedad presente sobre la hoja 4 de un total

de 10 plantas distribuidas adecuadamente en todo el campo de cultivo. Esto permite conocer el nivel de infección de la hoja cuatro (NIH4). Luego se divide cada grado en dos, lo que permite conocer el estado de severidad:

- (+) cuando hay más de 50 lesiones del síntoma en la hoja 4 y,
 (-) cuando hay menos de 50 lesiones del síntoma en la hoja 4.

Cuadro 26. Hoja de campo para toma de datos en la evaluación de sigatoka

Fecha: _____ Evaluador: _____
 Finca: _____ Lote No.: _____
 Variedad es): _____
 Coordenadas geográficas: _____

Planta #	Grado de severidad	Número de lesiones	Sumatoria de coeficientes	Observaciones
1				
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9				
10				
Sumatoria =				

Cuándo efectuar el control?

1. Al menos han transcurrido tres semanas desde la última aplicación de un fungicida sistémico.
2. El NIH4 aumenta 200 unidades con respecto a la semana anterior.

25. Muestreo de nematodos en frutales y forestales

El muestreo para la identificación o conteo de nemátodos en suelo, debe de realizarse cuando la humedad de este sea ligeramente inferior a la capacidad de campo; es decir ni muy seco ni muy húmedo (Zuckerman *et al.*, 1985).

El número de sitios de muestreo por hectárea, puede ser de 7-10, dependiendo del total del área, esto permite que la diferencia en el promedio absoluto sea más o menos estable

(Ferris, 1984). Por ejemplo, si el terreno consta de una hectárea, perfectamente se pueden tomar 10 muestras, si pasa de más de una hectárea, el técnico podrá determinar con base a personal y tiempo disponible, si tomará un número de 7 muestras por hectárea. La profundidad de la muestra dependerá del tipo de cultivo, en términos generales, para frutales una profundidad entre 20-30cms., es adecuada.

Toma de muestras

- Seleccionar los árboles a muestrear, escogiendo de 7-10 puntos de muestreo por hectárea completamente al azar.
- Marcar los árboles y proceder a limpiar el horizonte superficial del suelo de materia orgánica, tomar en cuenta el área de copa.
- Tomar 10 puntos para submuestras en cada árbol, según el siguiente esquema (en cada ángulo de la estrella).
- En cada punto hacer un hoyo de unos 20-30 cms., de profundidad y tomar aproximadamente 500cc de suelo.
- Mezclar el suelo proveniente de las 10 submuestras y tomar una sola muestra por árbol de 500-1000cc.
- Etiquetar la muestra con toda la información necesaria.

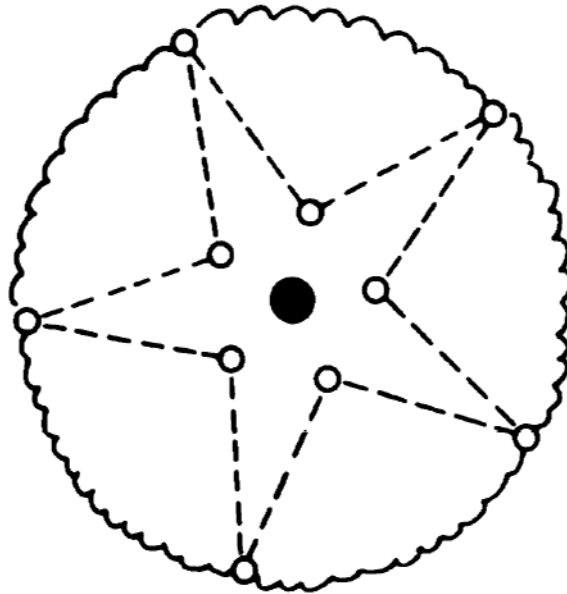


Fig. 41. Puntos de muestreo (submuestras) en una planta (árbol) para evaluar nematodos

Cuidado y transporte de las muestras

Las muestras deben de colocarse en un lugar fresco y ser transportadas al laboratorio lo más pronto posible. Para su traslado se pueden llevar en una hielera, con el objetivo de que no les de sol y la temperatura se mantenga constante. Las muestras deben llevar toda la información necesaria.

Cuadro 27. Boleta de muestreo para nematodos en frutales y forestales

FECHA: _____

NOMBRE DEL MUESTREADOR: _____

Finca: _____

Ubicación (incluya msnm y coordenadas geográficas): _____

Tipo de suelo (textura): _____

Topografía: _____

Cultivo: _____

Variedades (u otros): _____

Sintomatología: _____

Características del sitio: _____

Características del cultivo: _____

Manejo del cultivo: _____

Dependiendo del tipo de cultivo y los objetivos deseados, los nematodos pueden ser estudiados utilizando una escala (Fig. 42), esta forma de evaluación es utilizada en hortalizas.

Nemátodo de los nódulos radicales, *Meloidogyne* spp.
(*Tylenchida: Heteroderidae*)

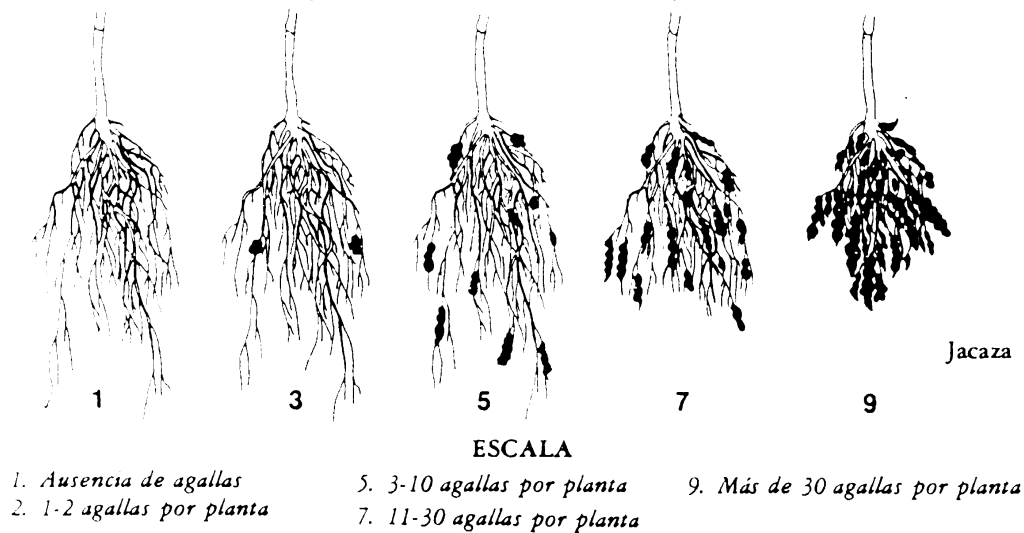


Fig. 42. Escala de daño para nematodos de los nódulos de las raíces

26. Muestreo y caracterización de malezas

La caracterización de malezas debe iniciar con un inventario que identifique y determine las especies de flora de malezas en un terreno. Los inventarios proporcionan información indispensable para el escogimiento de métodos de manejo. Los inventarios se pueden realizar por lotes o como inventarios de seguimiento.

Los inventarios de lote se realizan antes de la preparación del suelo, preferiblemente con malezas en floración. El objetivo es determinar que tipo de malezas están presentes en el lote y en que proporción. Los inventarios de seguimiento evalúan el resultado de las medidas de manejo ejecutadas (Soto y Agüero, 1992).

La metodología para realizar inventarios de lote y seguimiento, se diferencian por sus objetivos. En los inventarios de lote se muestrean áreas de aproximadamente 100m²; lo cual se logra evaluando un círculo de 12m de diámetro como muestra.

El número total de muestras recomendadas se presenta en el cuadro 28.

Cuadro 28. Cantidad de muestras a tomar, según el área del lote

Extensión del lote	Número de muestras
Menor de 15há.	3
15 – 60 há.	5
Mayor de 60 há.	10

Fuente: Field crops pest, identification and monitoring techniques. University of Missouri, 1985.

En cada muestra se estima el área cubierta por cada especie de maleza, según las categorías establecidas en el cuadro 29. Si en el sitio de muestreo se observa una distribución uniforme de las malezas, se puede proceder a hacer una medición, solamente en $\frac{1}{4}$ o $\frac{1}{2}$ del área de la muestra, asumiéndose que es representativo del área completa.

Cuadro 29. Clasificación numérica de la población de malezas de acuerdo con la cobertura y la abundancia.

Valor	Abundancia	Cobertura (%)
1	Ocasional	Menor que 1
2	Pocas	Entre 1 – 5
3	Común	Entre 6 – 30
4	Abundante	Entre 31 – 66
5	Dominante	Entre 67 – 100

Fuente: Field crops pest, identification and monitoring techniques. University of Missouri, 1985.

También resulta necesario, proveer información sobre el estado de desarrollo de las malezas, para lo cual se puede utilizar la clasificación mostrada en el cuadro 30.

Cuadro 30. Clasificación de la población de malezas de acuerdo con el estado de su desarrollo.

Código	Estado de desarrollo
1	Plántula
2	Vegetativo temprano
3	Vegetativo tardío
4	Floración – fructificación
5	Senescencia

Fuente: Field crops pest, identification and monitoring techniques. University of Missouri, 1985.

Los códigos se refieren al siguiente dato:

1. Estado de plántula: tanto para monocotiledóneas y dicotiledóneas, se considera como plántula el estado que comprende desde la germinación, hasta la expansión de las primeras tres hojas verdaderas.
2. Estado vegetativo temprano: para monocotiledóneas y dicotiledóneas, desde la salida de la cuarta hoja, a la quinta o sexta hoja.

3. Estado vegetativo temprano: en monocotiledóneas de la aparición de la quinta hoja, hasta el inicio de la floración; en dicotiledóneas, la división es subjetiva.
4. Floración – fructificación: comprende desde la apertura de la primera flor hasta el final del período de floración.
5. Estado de senescencia: hasta la presencia de frutos maduros, cuando el crecimiento ha cesado.

Para la toma de datos según los criterios de los cuadros 28, 29 y 30, se utilizará el formulario mostrado en la cuadro 31.

El muestreo de malezas puede tener varios objetivos entre los cuales podemos citar:

- a) Caracterización poblacional.
- b) Determinar métodos de manejo.
- c) Determinar umbrales económicos.

Sea cual fuere el objetivo, los métodos de muestreo son aplicables por igual, mencionando los siguientes:

1. Visual: consiste en recorrer los campos, bajo un esquema definido anotando todas las especies encontradas, así como el grado que representa cada una con respecto a las demás, de esta manera se pueden definir 4 grados de enmalezamiento:

- a) malezas aisladas, débil enmalezamiento, entre 6-25% de cobertura.
- b) mediano enmalezamiento, entre 26-50% de cobertura.
- c) fuerte enmalezamiento, más del 50% de cobertura.
- d) muy fuerte enmalezamiento, más del 50% de cobertura.

Este método estima el área cubierta por cada especie y el total de malezas.

2. Cuadrático: consiste en el conteo de malezas en un marco de muestreo que puede ser de (0.25×0.25) m., o de 1m^2 . El marco se utiliza en la parcela o área un número de veces en el cual su estimación comprenda el 5% del área total del cultivo.

3. Extracción de semillas del suelo: se hace por medio de extracción de diferentes porciones de suelo a 10cm y 20cm de profundidad, los cuales se ponen a germinar en recipientes plásticos, para identificar las especies del banco de semillas.

Los datos a evaluar en el muestreo son constancia (frecuencia), abundancia (número de individuos) y dominancia (cobertura).

Para la determinación gráfica del tamaño del área que se debe muestrear para obtener un dato representativo de la comunidad de malezas, se delinean 100 m² tomando inicialmente una muestra pequeña de un metro cuadrado en el cual se cuenta el número de especies presentes en ella. Posteriormente se va duplicando el área hasta que ya no aparecen especies de nuevas malezas (Fig. 43).

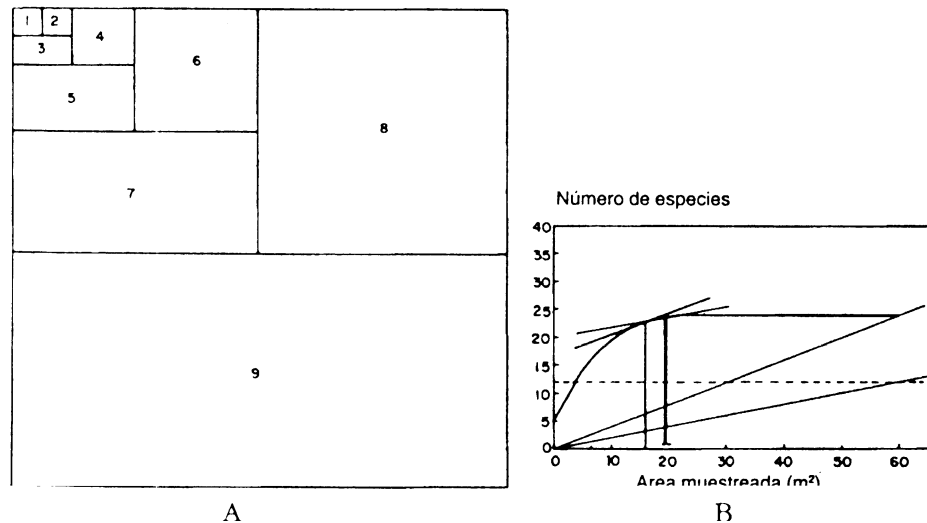


Fig. 43. Determinación gráfica del área mínima de muestreo de malezas. A) Duplicación consecutiva del área para determinar número de especies; B) Determinación del área mínima incluyendo el 65% (líneas marcadas) y el 95% (líneas tenues) de las especies presentes. (Fuente: Matteucci y Colma, 1982; Mueller-Dumbois y Ellenberg, 1974, citado por Alán, et al, 1995).

Caracterización de especies de malezas

La caracterización de especies de malezas en cultivos o pastizales, se hará con base a un muestreo cuadrático, utilizando un marco de 0.25m², estimando un 5% del área cultivada en la suma total de puntos de muestreo.

A través de este método se determinarán parámetros tales como constancia, abundancia y cobertura, de cada especie de maleza encontrada. Para la caracterización del banco de semillas se tomará porciones de tierra a 10 y 20 cms de profundidad, la cuál se colocará en vasitos de durapax hasta que germinen para poder determinar la composición y distribución de especies del banco de semillas a dos profundidades de suelo.

Se recolectarán muestras de cada especie de maleza, las cuales se clasificarán taxonómicamente, se describirá su morfología y se buscará los datos relevantes para manejo apropiado, tales como utilidades, agresividad, hospedera de plagas, persistencia, y ciclo de vida. En esta parte se asociará a las malezas con las zonas de vida en el país (Según Holdridge), en donde pueden encontrarse. En esta parte se contará con el apoyo de literatura especializada, así como de especialistas en el tema.

Cuadro 31. Hoja de campo para el muestreo de malezas

PROGRAMA DE MANEJO DE MALEZAS

Cultivo: _____ Estado de desarrollo: ____, Fecha evaluación: __/__/__, Evaluación #: _____ Lote: _____
 Tratamiento control malezas: _____ Fecha aplicación: __/__/__
 Tratamiento control malezas: _____ Fecha Apl.: __/__/__/. Evaluador: _____

C R A M I N F A S Y C Y P R A C I A S	Número de las malezas											Estado crec	
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	Prom	Estado	crec
C													
R													
A													
M													
I													
N													
F													
A													
S													
Y													
C													
Y													
P													
R													
A													
C													
I													
A													
S													
H													
O													
I													
A													
A													
N													
C													
H													
A													

Ferreas

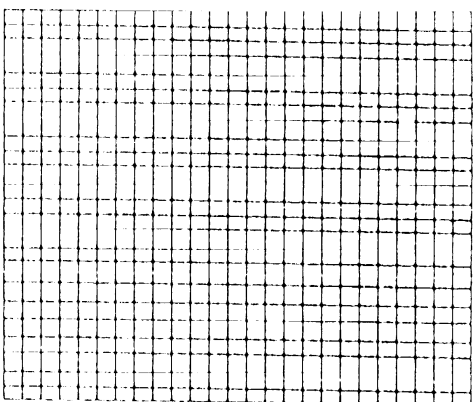
Cobertura y abundancia

Valor	Abundancia	Cobertura
1	Ocasionales	Menor 1
2	Pocas	1 - 5
3	Común	6 - 20
4	Abundante	21 - 60
5	Dominante	67 - 100

Estado de desarrollo

Código	Estado de desarrollo
1	Plantula
2	Vegetativo temprano
3	Vegetativo tardío
4	Floración Fecundación
5	Senescencia

MAPA DE CAMPO



Si el lote tiene forma diferente a la cuadrada dibujarlo.
 Localice los sitios de muestreo. Indique áreas o parches de maleza si se encuentran fuera del sitio de muestreo.

OBSERVACIONES

27. BIBLIOGRAFIA

- ALAN, E.; BARRANTES, U.; SOTO; AGUERO, R. 1995. Elementos para el manejo de malezas en agroecosistemas tropicales. Editorial Tecnológica de Costa Rica. Cartago. C. R. p. 47-53.
- ALVAREZ DE SOTRES, O.; VERA GRACIANO, J.; INFANTE GIL, S. 1983. Modelos estocásticos para la descripción y pronóstico de poblaciones de insectos. Folia Entomológica Mexicana (México) 56:85-102.
- ANDOW, D.; ROSSET, P. M. 1990. Integrated pest management. In: Agroecology. Ed. Carrol, C.R.; Vandermeer, J.H.; Rosset, P. University of California, Berkeley. p. 413-439.
- ANDREWS, K. L.; RUTILIO QUEZADA, J. R. 1989. Manejo Integrado de Plagas Insectiles en la agricultura: Estado actual y futuro. Departamento de Protección Vegetal, Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano, Honduras, C. A. 623p.
- BARFIELD, C.S. 1986. El muestreo en el manejo integrado de plagas. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)2: 46-72.
- BARRANTES, J. A.; RODRÍGUEZ, C. L. 1996. Abundancia estacional y daño de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) y el cultivo del repollo, durante la época seca en Alfaro Ruiz, Alajuela, Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica) 39: 17-24.
- BARRERA, J. F.; INFANTE, F.; GOMEZ, J.; CASTILLO, A.; DE LA ROSA, W. 1993. Umbrales económicos para el control de la broca del café. Guía práctica. Centro de investigaciones ecológicas del Sureste. Tapachula, Chiapas, México, D. F. 48p.
- BOSCAN, N.; ROMERO, R. 1997. Efecto de la ubicación de trampas McPhail en la captura de moscas de las frutas (Diptera: Tephritidae) en huertos de mango. Agronomía Trop. 47(3): 375-379.
- BOTRELL, D. G. 1979. Integrated pest management. USA.
- BURRIL, L. C.; CARDENAS, J.; LOCATELLI, E. 1977. Manual de campo para investigación en control de malezas. International Plant Protection Center. Oregon State University. 64p.
- CANTWELL, G.E. 1974. Insect Disease New York. Dekker V.2. pp.
- CASTAÑO ZAPATA, J. 1989. Estandarización de la estimación de daños causados por hongos, bacterias y nematodos en frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). Fitopatología Colombiana 4:9-19.
- CIAT. 1978. Problemas de campo en los cultivos de frijol en América Latina. Eds. H.F. Schwartz, G. E. Gálvez, A. van Schoonhoven, R. H. Howeler, P. H. Graham y C. Flor. Cali, Colombia. P.22,38,42.
- CIBA GEIGY. 1981. Manual para ensayos de campo en protección vegetal. Basilea, Suiza. 205p.
- CISNEROS, F. 1995. Control de plagas agrícolas. 2ª ed. Full Print, La Molina, Perú. 313P.
- CLAVIJO, S. ____ Fundamentos de manejo de plagas. Univerisdad Central de Venezuela. Capitulo IV. La cuantificacion de las poblaciones plagas. p. 76-107.
- CORNELL UNIVERSITY. 2000. La epidemiología de las enfermedades de las plantas. USA.

- COSCOLLA RAMOS, R. 2000. Situación actual de la protección integrada en los cítricos. Área de protección de los cultivos. Cancillería de agricultura, pesca y alimentación. Valenciana. p. 1-7.
- CUBILLO, D.; HILJE, L.; CARTIN, V. M. 1996. Distribución espacial y comparación de métodos de muestreo de larvas de *Keiferia lycopersicella* (Lepidoptera: Gelechiidae), en Alajuela, Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica) 39:10-16.
- DE FAZ, A.; DE CASIO, F. 1991. Principios de protección de plantas. Editorial Pueblo y Educación. Ciudad de La Habana, Cuba. 601p.
- DEN BELDER, E.; SIDILES, A. 1985. Control integrado de plagas. Tomo I y Tomo II. Instituto Superior de Ciencias Agropecuarias, Escuela de sanidad Vegetal (Nicaragua, C. A.) 227p.
- DUQUE, M. C. 1987. Disposición espacial y muestreo de artrópodos. Conferencia presentada en sesión plenaria del XIV Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. 30p.
- EMMEN, D.A. 1998. Técnicas de muestreo poblacional de insectos. Distribución espacial (método tradicional y de precisión). Programa de Maestría en Entomología Agrícola, Universidad de Panamá, Panamá. 7 p.
- FAGES, O.; JIMÉNEZ, F. 1995. El control de la sigatoka negra en el cultivo del plátano. Hoja técnica MIP/CIRAD.
- FAO. 1993. Manual de manejo poscosecha de granos a nivel rural. Oficina Regional de la FAO para América Latina y El Caribe. Santiago, Chile. p. 1-10.
- FERNÁNDEZ, A.; CLAVIJAS, S. 1990. Muestreo de la chicharrita del maíz, *Peregrinus maidis* (Homoptera: Delphacidae) e Venezuela. Rev. Fac. Agron. (Maracay) 16:1-3.
- FERRIS, H. s.f. Extraction efficiencies and population estimation. Division of nematology, University of California, Davis, CA. Chapter 10, p. 59-63.
- FULLERTON, R. A. 1994. Compendium of tropical fruit diseases. American Phytopathological Society (APS).
- GARCIA TORRES L.; FERNANDEZ QUINTANILLA, C. 1991. Fundamentos sobre malas hierbas y herbicidas. Mundi-Prensa. Madrid.
- GARCIDUEÑAS, M. R. 1990. Manual teórico-práctico de herbicidas y fitoreguladores. LIMUSA-NORIEGA. México.
- GONZALEZ, R. 1995. Efecto de microorganismos quitinolíticos en el desarrollo de sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) en banano. Tesis Mag.Sc. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Turrialba, Costa Rica. 97p.
- HAIR, J. D. 1987. Medida de la diversidad ecológica. p. 283-289. In: Manual de técnicas de gestión de vida silvestre. Versión en Español traducida por Braulio Orejas Miranda y Alfredo Fontes Riganti; Editor Rubén Rodríguez Tarrés y Revisado por Angela María Mast, 703p.
- HERNÁNDEZ, T. A. T.; MONTOYA, H. R. 1987. Epidemiología cuantitativa aplicada al análisis de algunas enfermedades de cultivos tropicales. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas – Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú.
- IBARRA, E. L. 1987. Modelos estadísticos para las distribuciones de frecuencia de insectos comúnmente observados en estudios entomológicos. En: Il Curso regional sobre manejo integrado de plagas del cafeto con énfasis en broca del fruto (*Hypothenemus hampei* Ferr). IICA. p. 107-118.

- IBARRA, E. L. 1987. Muestreo estadístico en la investigación agropecuaria y forestal. En: II Curso regional sobre manejo integrado de plagas del cafeto con énfasis en broca del fruto (*Hypothenemus hampei* Ferr.). IICA. P. 241-258.
- JONES, D. T.; EGGLETON, P. 2000. Sampling termite assemblage in tropical forest: Testing a rapid biodiversity assessment protocol. *Journal of Applied Ecology*. P. 119-203.
- JONES, D. T.; PRATSETYO, A. G. 2002. A survey of the termites (Insecta: Isóptera) of tabalong district, South Kalimantan, Indonesia. *Raffles Bulletin of Zoology*. P. 1-37.
- JONES, D. T.; SUSILO, F. X.; BIGNELL, D. E.; SURYO, H.; GILLISON, A. N.; EGGLETON, P. 2002. Termite assemblage collapse along a land use intensification gradient in lowland central Sumatra, Indonesia. *Journal of Applied Ecology*. P. 1- 37.
- KORYTKOWSKI, CH. A. 1998. Notas sobre manejo integrado de plagas para el curso de maestría en entomología agrícola. Vicerrectoría de Investigación y Post-grado, Universidad de Panamá, Panamá. 123 p.
- KRANZ, J. 1994. La epidemiología en el contexto del control integrado de plagas. *In* Vigilancia y pronósticos en la protección vegetal. Eds. J. Kranz, J. Theunissen y S. B. Raterink. ZEL. Feldafing, Alemania. P. 14-23.
- KREBS, C. J. 1985. Ecología "Estudio de la distribución y la abundancia. HARLA, México, D. F. 753p.
- LENIS, F.; SKARLINSKY, T. 2004. Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Agencia de Sanidad y Protección Agrícola. Plant Protection and Quarantine. USDA-APHIS-PPQ. Estados Unidos.
- MENDOZA, R.; MONTERROSO, D.; GUTIERREZ, Y. 1995. Tamaño y arreglo de la muestra para estudios epidemiológicos de las principales enfermedades foliares del café (*Coffea arabica* L.) en Nicaragua. *Manejo Integrado de Plagas (CATIE, Costa Rica)* 35: 19-24.
- MENESES CARBONELL, R.; GUTIÉRREZ MANIS, A.; GARCÍA RUBIO, A.; ANTIGUA PEREIRO, G.; GÓMEZ SOUSA, J.; CORREA VICTORIA, F. CALVET, L. 2001. Guía para el trabajo de campo en el manejo integrado de plagas del arroz. Cuarta edición revisada y ampliada. CIAT. Colombia. 358p.
- METCALF, R.L. and LUCKMANN, W.H. 1994. Introduction to insect pest management. John Wiley & Sons, Inc., New York, USA. 650 p.
- MONTOYA, P. J. 1995. Manejo y control de las enfermedades del frijol voluble (*Phaseolus vulgaris* L.). Boletín técnico No. 4. Centro de Investigación "La Selva" Rionegro (Antioquia), Colombia. 1-39p.
- MORON, M. A.; TERRON, R. A. 1988. Entomología práctica. Publicación 22 del Instituto de Ecología, A. C., México, D. F. 504p.
- MUÑIZ, R. 1988. Principios en el combate de insectos. Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. Fondo de cultura económica (México. D.F.). 149p.
- NATIONAL ACADEMY OF SCIENCES. 1971. Manejo y control de plagas de plantas y animales. Vol. III. LIMUSA-NORIEGA EDITORES. México.
- NATIONAL ACADEMY OF SCIENCES. 1988. Desarrollo y control de las enfermedades de las plantas. Vol. I. 6ª ed. LIMUSA. México.
- NATIONAL ACADEMY OF SCIENCES. 1989. Control de nemátodos parásitos de plantas. Vol. 4. 4ª ed. LIMUSA. México.

- NOTZ, A. 1992. Distribución espacial y temporal de *Scrobipalpa absoluta* (Meyrick) y *Phthorimaea operculella* séller (Lepidoptera: Gelechiidae) en papa, *Solanum tuberosum*. Rev. Fac. Agrom. (Maracay) 18:413-423.
- OLIVERA SALAZAR, A.; ZÚÑIGA BARRERA, S. 1987. Correlación y regresión. Editorial Limusa, Serie de probabilidades y estadística 7. México, D. F. 54p.
- OLIVERA SALAZAR, A.; ZÚÑIGA BARRERA, S. 1987. Distribuciones empíricas. Editorial Limusa, Serie de probabilidades y estadística 4. México, D. F. 55p.
- OLIVERA SALAZAR, A.; ZÚÑIGA BARRERA, S. 1987. Estimaciones y decisiones. Editorial Limusa, Serie de probabilidades y estadística 6. México, D. F. 55p.
- PALTI, J.; KRANZ, J. 1978. Comparative epidemiology: a tool better disease management. Centre for Agricultural Publishing and Documentation. Wageningen.
- PEDIGO, L. P. 1996. Entomology and pest management. 2ª ed. Prentice Hall, New Jersey, USA. 678 p.
- PIERA, f. m. 1999. Apuntes sobre biodiversidad y conservación de insectos: Dilemas, ficciones y soluciones. Boletín electrónico de entomología. Boletín No. 2. ARACNET. Sociedad Entomológica Aragonesa, Zaragoza, España. 51p.
- PITTY, A. 1997. Introducción a la biología, ecología y manejo de malezas. Zamorano Academic Press. Honduras. 300 p.
- RABINOVICH, J. E. 1978. Ecología de poblaciones animales. Centro de ecología, Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas. Caracas, Venezuela. p. 1-29.
- RADCLIFFE, E. B. 1998. Introducción a la ecología de poblaciones. Universidad de Minisota. p. 1-30.
- RADOSEVICH, S.R. 1984. Weed ecology, implications for vegetation management. John Wiley & Son. New York.
- RIPOLLER, J. L.; CABALLERO, A.; MARTINEZ, M. I.; FIBLA, J. M.; CARULLA, R. 1996. Métodos de muestreo para *Phyllocnistis citrella*, el minador de los cítricos. Determinación de la densidad de brotación. LENANIE AGRÍCOLA/4º Trimestre 1996. España. p. 320-325.
- RIVAS PLATERO, G. G. 1996. Descripción matemática de epidemias. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica) 40:35-39.
- RIVAS PLATERO, G. G. 1996. Descripción matemática de epidemias. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica) No. 40:35-39.
- SÁNCHEZ VELÁSQUEZ, G. 1994. Ecología de insectos. Universidad Nacional Agraria La Molina, Departamento de entomología. Lima Perú. 364p.
- SANCHEZ, G; VERGARA, C. 1996. Manual de prácticas de entomología agrícola. Universidad Nacional Agraria La Molina, Departamento de Entomología. Lima, Perú. 172p.
- SCHEFFER, R.L.; MENDENHALL, W.; OTT, L. 1987. Elementos del muestreo. Grupo Editorial Iberoamericana. México, D. F. 320p.
- SERMEÑO, J. M.; RIVAS, A. W. 2003. Propuesta de muestreo en áfidos en el cultivo del loroco (*Fermaldia pandurata*). Hoja técnica. San Salvador, El Salvador, C. A. 6p.
- SERMEÑO, J. M.; RIVAS, A. W.; MENJIVAR, R. A. 2001. Manual Técnico Manejo Integrado de Plagas. San Salvador, El Salvador. Proyecto OIRSA/VIFINEX. 303 p.
- TROYO, E.; SERVIN, R.; ARNAUD, G.; NIETO, A. 1998. Estrategias para el diseño y ejecución de programas de muestreo y control de plagas agrícolas en zonas geográficas prioritarias. Centro de investigaciones biológicas del noroeste. La Paz

- B. C. S., México. En: IV Congreso Latinoamericano de ecología y II Congreso peruano de ecología, 20-25 octubre de 1998. Perú. p. B3.
- UNIVERSIDAD CENTRAL DE VENEZUELA. 1980. Muestreo. Documento de la Cátedra de protección vegetal, Departamento de Zoología agrícola de la Facultad de Agronomía (Maracay). Venezuela. p. 1-12.
- UNIVERSITY OF MISSOURI. 1985. Manual of field crops pests, identification and monitoring techniques.
- VIVAS, L. E.; CLAVIJO, S.; GONZALEZ, H. 2001. Distribución temporal y espacial en poblaciones de sogata (*Tagosodes orizicolus* (Muir)1926 (Homoptera: Delphacidae) y número óptimo de muestras para su estimación en el cultivo de arroz, en Calabozo, Edo. Guárico, Venezuela. Fundación para la investigación agrícola DANAC (Venezuela). Investigación Agrícola, Vol. 6:1-13.
- WILDE, G.E. 1986. Insect pest management, Laboratory manual. Department of entomology, Kansas State Univeristy Manhattan. 45p.

Los editores del Manual Técnico de Muestreo de Plagas, desean expresar que la mayoría de figuras y cuadros, han sido tomados de algunas de las obras de autores consultados, las cuales están debidamente ubicadas en la sección de bibliografía. No pretendemos de ninguna manera, adjudicarnos la autoría de tales ilustraciones, pero sin las cuales el presente documento no resultaría fácil de comprender.

Todos los derechos reservados

Este Manual Técnico no podrá ser totalmente reproducido en ninguna forma, incluyendo fotocopia, sin la autorización por escrito de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador.

San Salvador, El Salvador, C. A., Febrero 2004

ANEXOS

