

CÓMO MONITOREAR TUCURAS

María Laura de Wysiecki* y Sandra Torrusio**. 2009. Marca Líquida Agropecuaria, Córdoba, 193.

*Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE) - CCT - La Plata.

**EEA INTA Bordenave. storrusio@conae.gov.ar

www.produccion-animal.com.ar

Volver a: [Plagas y malezas](#)

INTRODUCCIÓN



El protocolo metodológico para el monitoreo de tucuras es una guía orientativa para productores, profesionales y técnicos vinculados con la actividad agropecuaria, confeccionada por profesionales de la Universidad Nacional de La Plata.

CONDICIONES DE MUESTREO

Las condiciones ideales, tanto ambientales como logísticas, para la realización del muestreo son:

- ◆ Ser realizados en días de sol y sin viento, durante la época estival principalmente, pudiendo comenzar el monitoreo a mediados de la primavera. El horario ideal es entre las 9.30 y 18.30, siempre que la temperatura sea superior a los 23°C.
- ◆ Ser realizado por las mismas personas.
- ◆ Los sitios de muestreo deben estar distribuidos a lo largo de distintas coberturas vegetales (principalmente campos naturales, pasturas implantadas con distintos grados de disturbios y cultivos) y esa distribución debe ser homogénea en el partido a monitorear, abarcando varios sitios con coberturas similares y ubicados en sectores diferentes (por ejemplo, cuatro pasturas distribuidas al norte, sur, este y oeste, lo mismo para cuatro cultivos de soja, cuatro campos naturales, etc.).
- ◆ Para un adecuado diseño de muestreo será de utilidad contar con imágenes satelitales actuales para identificar las diferentes coberturas vegetales e identificar el hábitat de los acridios en cuestión. Una vez acordado los puntos a muestrear, ubicarlos sobre un mapa (catastral por ejemplo) y/o tomar sus coordenadas con un GPS. Esta localización, además, resultará importante para proceder a delimitar las áreas a controlar y/o tratar llegado el momento.

ESTIMACIÓN DE LA DENSIDAD DE TUCURAS (INDIVIDUOS/M²)

Método de los aros basado en el de Onsager y Henry (1977).

Cada muestra o sitio de muestreo de 1 m² consiste en el promedio de tucuras observadas a lo largo de 3 o 4 transectas de 10 aros cada una, ubicados cada 5-8 metros. Cada aro tiene una superficie de 1/10 m² o 0,1 m² (35,68 cm de diámetro).

Elementos necesarios: aros de metal de 35,68 cm de diámetro (mínimo 30), puntero de madera de 1,20 m de largo, estaca pintada o con señalador, planillas de campo.

Pasos para proceder a la estimación de densidad:

1. Distribuir las transectas en el campo, lo suficientemente separadas una de otra (más de 10 metros) con el fin de registrar la heterogeneidad del sitio.
2. Número ideal de transectas por sitio: 3 (30 aros) o 4 (40 aros).
3. Los aros deben colocarse en el campo el día anterior.
4. Señalar los aros con estacas para facilitar la ubicación en el campo. Fig. 1 a.
5. Una vez ubicados, el monitoreador se debe colocar frente al inicio de la hilera de aros donde se van a hacer los conteos, y avanzar hasta ubicarse a 1,5 m de distancia del aro a contar. Fig. 1 b.

6. Remover con un puntero (1,20 m de largo) la vegetación incluida en cada aro y contar las tucuras que saltan desde el mismo. Fig. 1 c.
7. Anotar el número de insectos que saltaron por aro en la planilla correspondiente (véase planilla de muestra). Hacer el conteo de todos los aros.
8. Finalmente, calcular el promedio de tucuras por aro, y estimar la densidad (número de individuos/m²).

Si el conteo lo hacen dos personas, mientras una cuenta en cada aro, la otra puede anotar, pero siempre esta última debe caminar atrás del que cuenta para no espantar las tucuras previamente.

Modelo de Planilla de Campo para la estimación de densidad de tucuras.

Partido: _____ Establecimiento: _____
 Campaña: Octubre 2009. Propietario: _____
 Punto N°: _____ Cobertura: _____
 Fecha: _____ Foto N°: _____

ARO 1		ARO 11		ARO 21	
ARO 2		ARO 12		ARO 22	
ARO 3		ARO 13		ARO 23	
ARO 4		ARO 14		ARO 24	
ARO 5		ARO 15		ARO 25	
ARO 6		ARO 16		ARO 26	
ARO 7		ARO 17		ARO 27	
ARO 8		ARO 18		ARO 28	
ARO 9		ARO 19		ARO 29	
ARO 10		ARO 20		ARO 30	

Densidad promedio por aro:
 Densidad de individuos/m²:
 Observaciones:

ESTIMACIÓN DE LA RIQUEZA ESPECÍFICA Y ABUNDANCIA RELATIVA DE LAS TUCURAS

Para realizar un muestreo con red entomológica es necesario contar con: red entomológica: aro de acero de 5,5 mm, de 42 cm de diámetro y 75 cm de profundidad, mango de 1,20 m (Fig. 2 a) y b); bolsas plásticas (20 cm x 35 cm aproximadamente); marcador indeleble; conservador tipo heladera de campo.

Por ej. si el **Día 1** fueron detectadas mayoritariamente **Mosquitas III** representadas por: ● - - ●, entre los **Días 8-11**, alcanzarán el estado de **Saltona IV** (igual símbolo para esa fecha, en la fila siguiente).

Estados ninfales reconocibles fácilmente a campo					
	Día 1	Día 8-11	Día 15-18	Día 24-27	Día 31-34
M O S Q U I T A II	←————→				
III	● - - ●	←————→			
S A L T O N A IV	←.....→	● - - ●	←————→		
V	← . →	←.....→	● - - ●	←————→	
Adulto		← . →	←.....→	● - - ●	←————→

Pasos a seguir para el proceso de estimación de riqueza y abundancia específica:

1. El monitreador se ubica en una zona aleadaña a la de los aros y delimita visualmente 2 transectas en diferentes direcciones con el fin de registrar la heterogeneidad del sitio de muestreo.
2. A lo largo de cada una de las transectas, se dan 100 golpes de red y se colectan las tucuras y se guardan en bolsas de nylon previamente etiquetadas (número del sitio, fecha). Cada golpe de red consiste en un arco de 180° a través de la vegetación. Fig. 3 a, b y c.
3. Si hay muchas tucuras, con el fin de no maltratar a los individuos, se dan 50 golpes y se guardan en las bolsas plásticas (Fig. 2 d) y luego se hacen nuevamente 50 golpes y se guardan, y así sucesivamente. Las tucuras se guardan en la misma bolsa o en bolsas diferentes etiquetadas, de acuerdo con la cantidad que se colecte.
4. Hay que tratar que la bolsa no quede con aire (inflada).
5. Una vez finalizado el muestreo, se guardan en una caja a oscuras o en frío, si es posible. Las muestras serán analizadas en laboratorio (determinación de especie y estado fenológico).
 - ◆ En total se hacen 2 transectas de 100 golpes cada una, en cada sitio de muestreo (200 golpes por sitio).
 - ◆ Es importante identificar en cada bolsa plástica el sitio de muestreo, la fecha y la transecta, si se utilizara más de una bolsa.
 - ◆ Hay que mantener las bolsas en un freezer hasta su análisis en el laboratorio.

TABLA ORIENTATIVA PARA EL SEGUIMIENTO A CAMPO DE LOS DISTINTOS ESTADOS DE DESARROLLO DE TUCURAS

Esta tabla es a modo de guía, para estimar cronológicamente los distintos estadios ninfales de las tucuras. Se consideran sólo los estadios que se hacen visibles a simple vista en el campo (mosquita, saltona y adulto). El pasaje de un estado al siguiente es estimativo (7 a 10 días), dependiendo principalmente de las condiciones climáticas, de la disponibilidad de alimentos y del ciclo de vida de las especies presentes, entre otros factores.

Cada simbología se corresponde con el avance de estado de desarrollo. Por ejemplo si el día uno fueron detectadas mayoritariamente mosquitas III representadas por: •—•, entre los días 8-11, alcanzarán el estado de saltona IV (igual símbolo para esa fecha, en la fila siguiente).

PRODUCTOS FITOSANITARIOS INSCRIPTOS PARA EL CONTROL DE ACRIDIOS

Once son los productos autorizados para el control de tucuras según el estadio de desarrollo de éstas. El Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA) recuerda que los insecticidas inscriptos en el organismo para el control de acridios conocidos popularmente como tucuras son los siguientes: fipronil, fenitrotión, dimetoato, mercaptotión, cipermetrina, acefato, carbaryl, deltametrina, clorpirifós, esfenvalerato más fenitrotión y tiametoxam más lambdacialotrina.

Hasta el momento, los organismos provinciales competentes en el control de tucuras han reportado focos activos de este acridio en el sur de la provincia de Buenos Aires y una presencia superior a la normal en el este de La Pampa, Córdoba, Tucumán y Santiago del Estero.

En el cuadro se especifica la dosis a aplicar por hectárea y el estadio de crecimiento que controla cada uno de los insecticidas autorizados por el SENASA.

Principio activo	Dosis por hectárea	Estadio que controla
Fipronil	PC 20%: 20 cm ³ /ha	Adultos, mosquitos y saltónas
Fenitrotion	400-500 cm ³ /ha	Iniciar los tratamientos cuando se observa la plaga en los primeros estadios, saltónas. No esperar al estadio de voladora para iniciar las aplicaciones
Dimetoato	PC 37.6%: 0.85 - 1 l/ha PC 37.6%: 0.64 - 0.80 l/ha	Cuando se encuentran en estado de saltóna
Mercaptotion	1,2 - 1,5 l/ha	Al estado de mosquita y/o saltóna
Cipermetrina	100-200 cm ³ /ha	Cuando se observan en estado de saltóna
Acefato	150-200 gr./ha	Cuando se observa la plaga en estado de saltóna
Carbaryl	PC 48%: 2,1 - 2,6 l/ha PC 85%: 1,2 - 1,5 Kg./ha	Aplicar en estadios tempranos de la plaga (mosquitas hasta tercer estadio de saltóna)
Deltametrina	250 cm ³ /hl	Cuando se observa la plaga en estado de saltóna
Clorpirifos	Solo en Mezclas * Clorpirifos + Cipermetrina: 350 cm ³ /ha * Clorpirifos Etil + Deltametrina: 375-400 cm ³ /ha	Cuando se detectan los primeros focos de ataque
Esfenvalerato + Fenitrotion:	PC 1,2% + 80% 400-500 cm ³ /ha	Cuando se encuentra al estado de saltóna, en numero de 10 saltónas grandes o 20 saltónas chicas por metro cuadrado
Tiametoxam + Lambdacialotrina	150 cm ³ /ha	Cuando se encuentran en estado de saltóna

Volver a: [Plagas y malezas](#)