

CONTROL QUÍMICO DE *Phyllophaga* EN CAÑA DE AZÚCAR (*Saccharum officinarum*)

J. Calvo¹, J. Vargas², M. Araya³

¹Exfuncionario de Ingenio TABOGA, ²Central Azucarera Tempisque S.A. (CATSA), ³AMVAC Chemical Corporation

Autor para correspondencia: Email: marioa@amvac-chemicalcr.com

ABSTRACT

Chemical control of *Phyllophaga* on sugarcane (*Saccharum officinarum*). Two field experiments, one in plant crop (var NA 85-1602) and other on fourth ratoon crop (var NA 5642), and a semi-commercial (var CP 72-2086) evaluation on a plant crop, were developed to evaluate *Phyllophaga* control with different active ingredients and measured crop yield. Both experiments were set up using a randomized complete block design with five treatments and five repetitions. Each experimental plot consisted of nine rows of 100-110 m long and the semi-commercial evaluation consisted of one hectare each treatment. In all trials was included an untreated control and the active ingredients evaluated were: clorpirifos, terbufos, ethoprophos and phorato. The counts of *Phyllophaga* larvae were from digging holes of one meter of row, 0.6 m wide and 0.3 m depth in three sites of each repetition and for 10 sites in the semi-commercial evaluation. At harvest, was estimated the sugarcane mt ha⁻¹. In the plant crop, with exception of the untreated (P= 0.0630) plots, terbufos 15G (P= 0.0173), ethoprophos 15G (P= 0.0038), ethoprophos 72EC (P< 0.0001) and phorato 10G (P< 0.0001) reduced the numbers of *Phyllophaga elenans* / m² up to 60 days after treatment application. In the ratoon crop, the *Phyllophaga elenans* numbers were similar during time in the untreated (P> 0.5769) plots and those treated with clorpirifos 5G (P= 0.0946). Ethoprophos 15G (P< 0.0068), ethoprophos 72EC (P< 0.0416) and phorato 15G (P= 0.0177) reduced *Phyllophaga* / m² population up to 93 days after treatment application. In the semi-commercial evaluation, terbufos 15G and ethoprophos 15G reduced the *Phyllophaga* population in 65 and 74%, respectively, at 17 days after application. The increase in sugarcane yield per hectare was of 31 mt (33%) with terbufos 15G and 32 mt (34%) with ethoprophos 15G. This increase was based on more stalks per meter of row, which were 17 to 23 cm longer resulting in higher stalks weight.

Key words: chemical control, sugarcane, yield, white grub

Resumen

Dos experimentos uno en caña planta (var NA 85-1602) y otro en soca (var NA 5642) de cuatro años y una evaluación semi-comercial (var CP 72-2086) en caña planta fueron desarrollados para evaluar el control de *Phyllophaga elenans* con ingredientes activos y determinar su efecto en producción. Ambos experimentos se establecieron en bloques completos al azar con cinco tratamientos y cinco repeticiones. Cada parcela incluyó nueve surcos de 100-110 m de largo y la semi-comercial una hectárea para cada tratamiento. En todas las pruebas se incluyó un testigo y los productos evaluados fueron: clorpirifos, terbufos, ethoprophos y forato. El conteo de larvas de *Phyllophaga* se hizo excavando 1 m lineal de surco por 60 cm de ancho y 30 cm de profundidad en tres puntos de cada repetición y 10 en la prueba semi-comercial. A la cosecha se estimó el tonelaje por hectárea. En caña

planta, con excepción del testigo ($P= 0,0630$), el terbufos 15G ($P= 0,0173$), ethoprophos 15G ($P= 0,0038$), ethoprophos 72EC ($P< 0,0001$) y el forato 10G ($P< 0,0001$) redujeron la población de *Phyllophaga* / m^2 hasta los 60 días de su aplicación. En caña soca, el número de *Phyllophaga* fue similar a través del tiempo en las parcelas testigo ($P> 0,5769$) y aquellas tratadas con clorpirifos 5G ($P= 0,0946$). El ethoprophos 15G ($P< 0,0068$), ethoprophos 72EC ($P< 0,0416$) y forato 15G disminuyeron ($P= 0,0177$) la población de *Phyllophaga* / m^2 hasta los 93 días de aplicados los tratamientos. En la prueba semi-comercial, el terbufos 15G y el ethoprophos 15G redujeron la población de *Phyllophaga* en un 65 y 74%, respectivamente, a los 17 días de su aplicación. El aumento en producción por hectárea fue de 31 tm (33%) con terbufos 15G y 32 tm (34%) con ethoprophos 15G. Dicho aumento se sustentó en mayor número de tallos molederos por metro con 17-23 cm más de largo, lo que resultó en mayor peso.

Palabras clave: gallina ciega, caña de azúcar, control químico, rendimiento

Introducción

Considerando los factores bióticos que afectan la producción en caña, las plagas del suelo (*Phyllophaga*, gusanos cortadores y barrenadores, nematodos, termitas, sinfilidos) son de importancia económica. Las variedades comerciales por lo general son igualmente susceptibles y en las plantaciones lo frecuente es encontrar varias plagas. Los daños por plagas en las raíces causan síntomas que no son conclusivos en el follaje, lo que facilita su confusión con daños abióticos (sequías, anoxias, toxicidad de nutrientes-herbicida) o ataques de patógenos.

La gallina ciega (*Phyllophaga*), es una plaga del sistema radical de muchos cultivos incluida la caña de azúcar. En estado de larva, la gallina ciega se alimenta del sistema radical lo que afecta las funciones normales de las raíces, reduciendo la absorción de agua y nutrientes que resulta en pérdida de tonelaje y rendimiento de azúcar por hectárea, además de que se reduce el anclaje de la cepa lo que favorece su desprendimiento y se acorta la longevidad de la plantación. Los daños físicos producidos en las raíces favorece la entrada de hongos y bacterias que aceleran el deterioro y pudrición del sistema radical. Cuando la plaga se alimenta de raíces enfermas y se desplaza a alimentarse a raíces de plantas sanas distribuye los patógenos. En plantaciones atacadas por *Phyllophaga* las pérdidas en rendimiento alcanzan hasta 31 toneladas por hectárea por corte (Morón y Rodríguez 2010) aparte que también hay reducción en el rendimiento de azúcar. Según CENGICAÑA (2007) y Márquez (2011) por cada larva de gallina ciega por m^2 se pierde 0,62 TM de caña.

En los últimos años, la infestación de *Phyllophaga* se ha generalizado en todas las áreas productoras de caña de Costa Rica. En muestreos realizados del 2012 al 2015, la población de *Phyllophaga* alcanzó hasta 296 larvas por m^2 considerado el metro hasta 30 cm de profundidad. Dichas poblaciones son muy superiores a los umbrales económicos sugeridos para su control en la literatura. Su manejo se realiza de manera holística considerando prácticas culturales, resistencia genética, control biológico, etológico y finalmente el químico. Para decidir la aplicación de químicos, varios autores han establecido umbrales económicos: 15 por m^2 (Vargas 1997), 9-12 por m^2 (Vargas 2003), 4-8 larvas por m^2 (Andrews, 1989), 8-10 m^2 (Badilla 1994, Prewitt y Summers 1981, Watve *et al.* 1981), 10 larvas/ m^2 (CENGICAÑA 2007, Márquez 2011) considerando el m^2 hasta 30 cm de profundidad. Algunos técnicos también emplean tamaños de muestra y umbrales de otros cultivos. Cuando el muestreo lo hacen en bloques de 30 x 30 x 20 cm de profundidad, la presencia de 0,5 larvas por sitio, es indicación

que se requiere control (Andrews 1989). Salguero *et al.* (1993) sugieren control cuando en el bloque de 30 x 30 x 20 cm profundidad se detectan 0,25 L3 ó 0,5 L2.

La oferta de productos químicos para su control es amplia, donde se incluyen los nematicidas no-fumigantes, dado que todo nematicida es primeramente insecticida (Dropkin 1989). La identificación de productos efectivos que permitan un manejo racional e integrado de la plaga, con costos viables para el agricultor permitiría reducir las pérdidas en producción por dicha plaga. Por tanto, el objetivo fue determinar el efecto de terbufos, ethoproph, forato y clorpirifos en el control de *Phyllophaga* y la producción de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) en condiciones de campo.

Materiales y métodos

Los experimentos se desarrollaron de mayo 2012 a febrero 2014 dentro de plantaciones comerciales de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) en la provincia de Guanacaste, Costa Rica. En ambos experimentos, el suelo se clasificó como Inceptisoles vérticos según la guía de United States Department of Agriculture (1993), de textura Franco (47% arena, 23% arcilla y 30% limo) y Arcilloso liviano (45% arena, 43% arcilla y 12% limo) según el método de Bouyoucos citado por Henríquez y Cabalceta (1999) con pH (Díaz y Hunter 1978) 6,02 y 6,07, materia orgánica (Díaz y Hunter 1978) 3,3 y 3,9% y un contenido en bases usando Mehlich 3 (Mehlich 1984) de: Ca 19,1 y 22,5; Mg 5,6 y 9,5 y K 0,44 y 1,91 cmol L⁻¹ y una capacidad de intercambio catiónico efectiva de 25,1 y 32,9 cmol L⁻¹ para el suelo de caña planta y soca, respectivamente. En la evaluación semi-comercial el suelo se clasificó como Inceptisol de textura Franco arcilloso (21% arena, 30% arcilla y 49% limo) con pH 5,6, materia orgánica 1,8% y un contenido en bases de: Ca 10,9; Mg 4,16 y K 1,1 cmol L⁻¹ y una capacidad de intercambio catiónico efectiva de 21,27 cmol L⁻¹.

El cultivo anterior en el área de caña planta era caña ya que correspondió a una renovación. La preparación del suelo se realizó con una rastra rompedora a 15 cm de profundidad, luego se aro a 40-50 cm profundidad, se pasó la rastra afinadora a 10 cm de profundidad y finalmente se hizo el surcado. En el área de caña soca correspondió al ciclo de cultivo. En la evaluación semi-comercial el cultivo anterior era melón y la preparación del suelo fue igual al de caña planta. En la provincia de Guanacaste la precipitación promedio anual en el 2012 fue de 1327 mm y en el 2013 de 1962 mm con una temperatura promedio anual de 27,6 °C y una humedad relativa de 45%.

En congruencia con la producción comercial de caña no se realizó ningún control de enfermedades del follaje ni de plagas. Las malezas se controlaron con una mezcla de herbicida del grupo ametrina más trifloxysulfuron sodium. En caña planta, se realizaron dos fertilizaciones durante el cultivo, a la siembra con 250 kg / ha de 9,4-27-24 (N-P₂O₅-K₂O) y a los 60 días 300 kg / ha de urea (N 46%) sobre la superficie en la base de la cepa y en caña soca igualmente dos fertilizaciones, fosfato diamónico (N 33%, 48% P₂O₅) a los 45 días y a los 90 días con 15-3-31 (N-P₂O₅-K₂O) a razón ambas de 250 kg ha⁻¹.

El experimento de caña planta se estableció con la variedad NA 85-1602. Se evaluó: terbufos 15G (AMVAC) 20 kg / ha, ethoprophos 15G (AMVAC) 20 kg / ha, ethoprophos 72EC (AMVAC) 8 L / ha, forato 10G (AMVAC) 30 kg / ha todos de producto comercial y aplicados a la siembra, más un testigo sin aplicación de producto. El experimento de caña soca se estableció en un lote de la variedad NA 5642 de cuarta corta. Los productos evaluados fueron clorpirifos 5G (Dow AgroSciences) 20 kg / ha, terbufos 15G (AMVAC) 20 kg / ha, ethoprophos 15G (AMVAC) 20 kg / ha, ethoprophos 72EC (AMVAC) 8 L / ha, forato 15G (AMVAC) 30 kg / ha, todos de producto comercial y aplicados a los 45

días después de la corta, más un testigo sin aplicación de producto. La prueba semi-comercial se realizó en un lote de la variedad CP 72-2086 en caña planta. Los productos evaluados fueron: terbufos 15G (AMVAC) 20 kg / ha, ethoprophos 15G (AMVAC) 20 kg / ha, ambos de producto comercial y aplicados a los 55 días después de la siembra, más un testigo sin aplicación de producto. En todos los casos la siembra fue a 1,7 m entre hileras lo que resultó en 5882 m lineales de surco.

En ambos experimentos la parcela experimental se conformó de 9 surcos de 100-110 m de largo y la prueba semi-comercial fue de 1 ha para cada tratamiento. La aplicación de terbufos 15G, ethoprophos 15G, forato 10G, forato 15G se hizo con la granuladora Toledo o el Smartbox calibrado a la dosis requerida adaptado a un tractor operado a una velocidad de 8 km por hora. El clorpirifos 5G se aplicó con el equipo suplido por el distribuidor. El ethoprophos 72EC se aplicó en 400 L de agua con Spraybum adaptado a un tractor. Todas las aplicaciones se realizaron siguiendo las normas de buenas prácticas agrícolas. Dichos experimentos se establecieron con un diseño de bloques completos al azar con cinco repeticiones.

Antes de la aplicación y a los 30 y 60 días, experimento caña planta, y a los 8, 22, 38 y 93 días, experimento caña soca, y 17 días en la prueba semi-comercial, de aplicados los tratamientos se realizó un muestreo de *Phyllophaga* en el surco. Para ello, en ambos experimentos, se excavaron al azar, 3 puntos distribuidos, uno en el surco 3, otro en surco 5 y el otro en el surco 7 de cada repetición y en la prueba semi-comercial en 10 puntos distribuidos al azar en cada hectárea. El área excavada fue de 1 m lineal por 60 cm de ancho incluido el surco de siembra y 30 cm de profundidad. Durante la excavación se registró el número de *Phyllophaga elenans* presentes y se transformó a número por m².

En la prueba semi-comercial, próximo a la cosecha se hizo una estimación de la producción. En cada parcela se seleccionaron al azar 5 puntos y en cada punto se midieron cinco metros longitudinales del surco y se registró el número de tallos molederos. A cada tallo moledero se le midió la longitud desde la primera lígula apical hasta la superficie del suelo y aproximadamente a la mitad del largo del tallo se midió su diámetro con un vernier y se le registró la presencia o ausencia de cochinilla (*Aclerda sacchari*). Luego se cortaron todos los tallos presentes simulando una cosecha comercial. Los tallos molederos se pesaron por separado en una balanza electrónica marca Uwe con precisión de ± 50 g. Con el peso de los tallos molederos se estimó la producción en toneladas por hectárea (Tm / ha).

Para el análisis del número de *Phyllophaga* por m², primero se calculó el promedio por parcela que tiene una distribución binomial negativa y dado que las evaluaciones hechas en las parcelas fueron mediciones repetidas en el tiempo en la misma parcela, se aplicó un modelo lineal generalizado con distribución binomial negativa de los residuos y con mediciones repetidas con estructura independiente de correlación utilizando el Proc GemMod de SAS. A pesar de que la evaluación semi-comercial no tenía un diseño experimental, los datos de los 10 puntos excavados y los de los 5 sitios de muestreo realizados al azar en cada parcela se consideraron como repeticiones y se sometieron a un ANOVA y comparación de medias por LSD. La presencia de *Aclerda sacchari* en cada tallo individual se sometió a un análisis de regresión logística por cuanto la variable es binomial y los lógitos de cada tratamiento se compararon mediante la prueba de Chi² de Wald. La variable del número de tallos molederos en cinco metros de surco por ser variable de tipo Poisson se analizó con un modelo de regresión lineal generalizado con distribución probabilística Poisson con separación de medias por Chi² de Wald. Los datos de rendimiento se sometieron a un ANOVA y comparación de medias por LSD.

Resultados

En caña planta, a pesar que se observó reducción en la población de *Phyllophaga* / m² en el testigo (Fig 1) la diferencia entre evaluaciones no alcanzó a ser significativa (P= 0,0630). En las parcelas tratadas con ethoprophos 15G la disminución (P= 0,0038) en el número de *Phyllophaga* / m² fue del 62% a los 30 días de aplicado el producto, observándose un ligero incremento a los 60 días. Cuando se aplicó el ethoprophos 72EC la reducción (P< 0,0001) en la población de *Phyllophaga* / m² a los 30 días fue del 69% alcanzando el 85% a los 60 días de su aplicación. Similarmente, forato 10G redujo (P< 0,0001) la población de *Phyllophaga* / m² en un 50% a los 30 y en 69% a los 60 días de aplicado el producto. Con terbufos 15G la reducción (P= 0,0173) en el número de *Phyllophaga* / m² fue del 25% a los 30 días y del 36% a los 60 días de aplicado el producto.

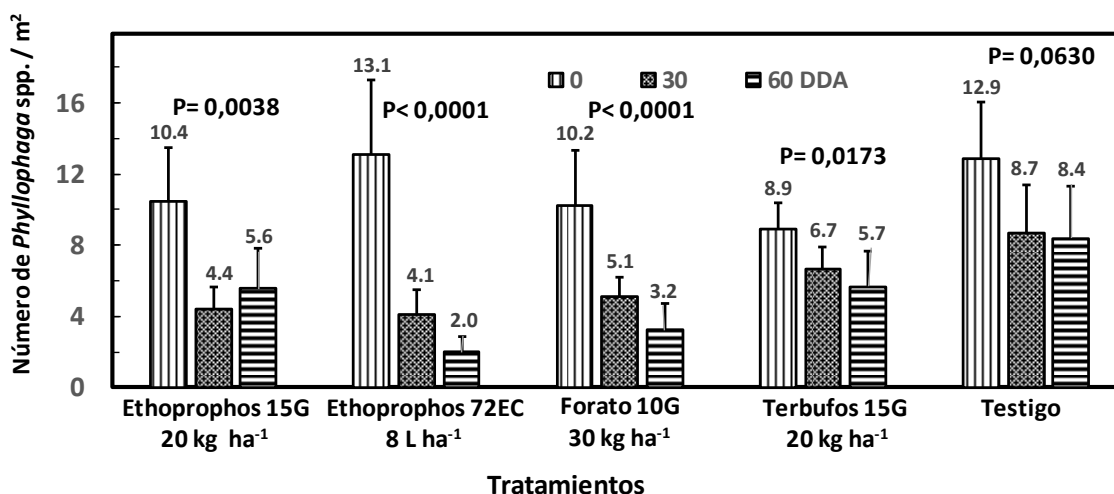


Figura 1. Número de *Phyllophaga elenans* por m² de surco según los días después de aplicado (dda) los productos en caña planta (*Saccharum officinarum* var NA 85-1602). Cada barra es la media ± error estándar de 5 repeticiones y en cada repetición se hicieron 3 evaluaciones.

En caña soca, a pesar que se observó una reducción no sostenida en la población de *Phyllophaga* / m² en las parcelas testigo y aquellas tratadas con clorpirifos 5G, la diferencia entre evaluaciones de cada tratamiento, no alcanzó a ser significativa (P> 0,0946). En las parcelas tratadas con ethoprophos 15G se observó una disminución progresiva en el número de *Phyllophaga* / m² hasta los 38 DDA (días después de aplicado el producto), siendo dicho conteo menor (P< 0,0068) que el de las anteriores evaluaciones. A los 93 DDA hubo un leve incremento de la población, pero aún era significativamente menor que la de 0 (P< 0,0001) y 8 días (P= 0,0034). El ethoprophos 72EC también indujo una reducción progresiva de la población hasta 38 DDA, siendo dicho conteo menor (P= 0,0416) que el de los 22 DDA y a las anteriores evaluaciones. A los 93 DDA se incrementó la población, pero aun fue inferior (P= 0,0280) que a los 0 días. En el área tratada con forato 15G se encontró reducción (P= 0,0177) en la población hasta los 93 DDA excepto por una recuperación inesperada a los 38 DDA. Una rápida reducción (P=0,0098) se encontró a los 8 DDA.

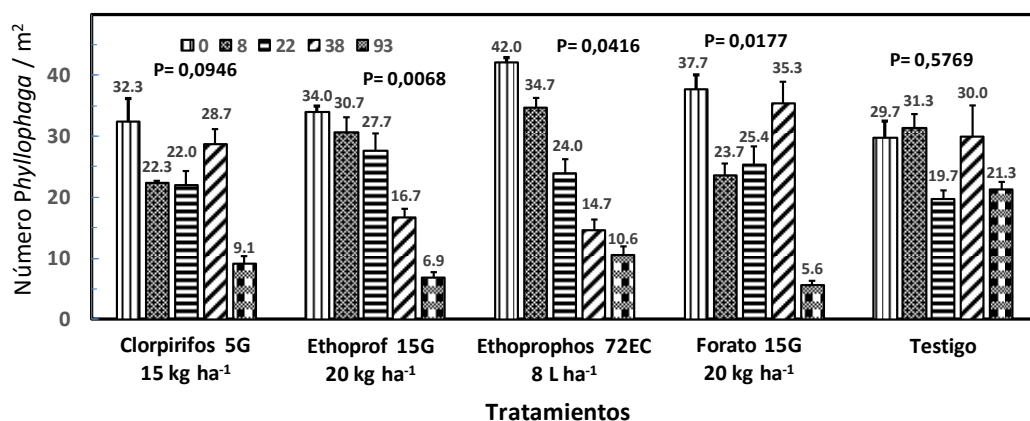


Figura 2. Número de *Phyllophaga elenans* por m² de surco según los días después de aplicado (dda) los tratamientos en caña soca (*Saccharum officinarum* var NA 5642). Cada barra es la media de 5 repeticiones y en cada repetición se hicieron 3 evaluaciones.

En la evaluación semi-comercial, a los 17 días de aplicado el terbufos 15G y ethorpof 15G se obtuvo una reducción del 65% ($P=0,0046$) y 74% ($P=0,0027$) en la población de *Phylloplahaga* / m², respectivamente (Fig 3). A la cosecha, no se encontró diferencias en el diámetro del tallo ($P=0,7278$) entre tratamientos (datos no presentados). En el largo de tallo, el área tratada con terbufos 15G superó ($P=0,0278$) al testigo en 23 cm, y la de ethoprophos 15G en 17 cm (Fig 4A), pero tal aumento no alcanzó a ser significativo ($P=0,0875$). El número de tallos molederos por cinco metros lineales de surco fue mayor en el área tratada con terbufos 15G ($P<0,0530$) que superó al ethoprophos 15G en 9 y al testigo en 10 tallos (Fig 4B). Con relación al área testigo (15,2 kg), el peso de los tallos molederos por cada cinco metros lineales de surco fue mayor ($P=0,0516$) en la parcela tratada con ethoprophos 15G (22 kg) sin diferir este del terbufos 15G (19,8 kg; Fig 4C). Cuando se estimó las toneladas de caña por hectárea (Fig 4D) en base a los cinco metros de surco, el ethoprophos 15G superó ($P=0,0516$) al testigo en 32 tm por ha (34%) y el terbufos 15G ($P=0,0255$) en 31 tm (33 %). En el área tratada con terbufos 15G, se encontró un 40% menos de presencia de *Aclerda sacchari* en los tallos ($P<0,0001$) en comparación a las tratadas con ethoprophos 15G y aquellas sin tratar, donde la incidencia fue el 99 y 93%, respectivamente (Fig 4E).

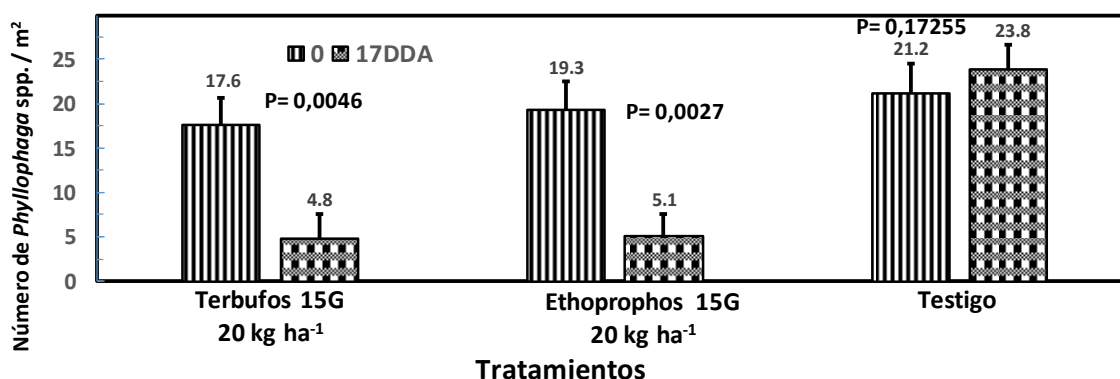


Figura 3. Número de *Phyllophaga elenans* por m² en el surco a los 0 y 17 días después de aplicados (dda) los tratamientos en caña planta (*Saccharum officinarum* var CP 72-2086). Cada barra es la media de 10 observaciones.

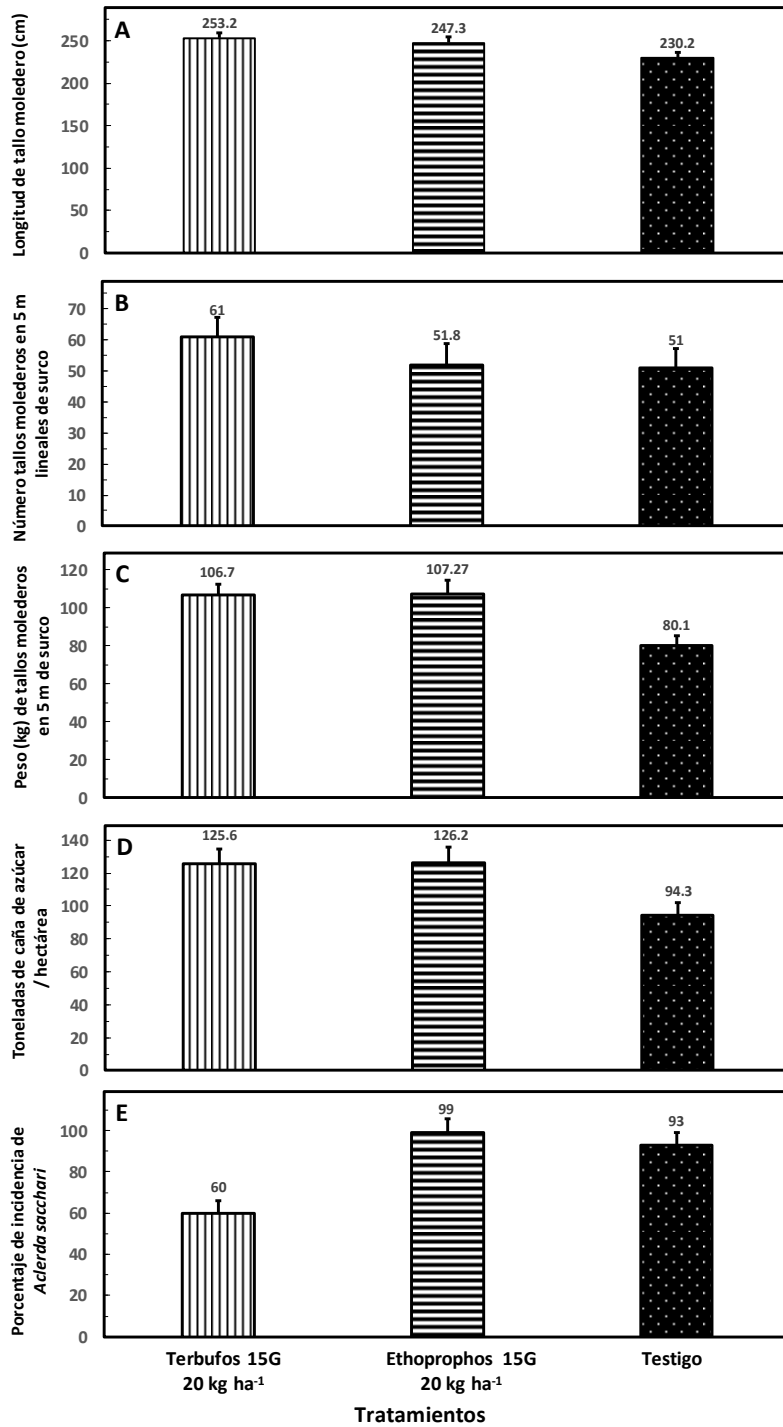


Figura 4A-E. Longitud (cm), número y peso (kg) de los tallos molideros a la cosecha, toneladas de caña por hectárea e incidencia de *Aclerda sacchari* en caña planta (*Saccharum officinarum* var CP 72-2086) según tratamiento. Cada barra es la media \pm error estándar de 5 observaciones en cada tratamiento. Cada observación fue en 5 m lineales de surco.

Discusión

La *Phyllophaga* conocido como joboto o gallina ciega, se reconoce como plaga de importancia económica en el cultivo de la caña de azúcar en el país (Badilla 1996; Rodríguez *et al.* 1999; Sáenz *et al.* 2006; Salazar *et al.* 2013), Guatemala (Márquez 2011), México (Morón *et al.* 1998). La población promedio de 11,1; 35,1 y 19,4 individuos de *Phyllophaga elenans* / m² antes de la aplicación en el experimento de caña planta, caña soca y la prueba semi-comercial, respectivamente, son superiores a los umbrales económicos definidos de 9-12 por m² (Vargas 2003), 4-8 larvas por m² (Andrews 1989), 8-10 / m² (Badilla 1996, Prewitt y Summers 1981, Watve *et al.* 1981), 10 / m² (Márquez 2011), considerando el m² hasta 30 cm de profundidad.

En ambos experimentos se observó muerte natural de jobotos en las parcelas testigo, que alcanzó hasta un 34% pero sin ser constante ni progresiva. Salazar *et al.* (2015) trabajando en el control de la plaga en macetas reportó una muerte natural del 57%, mientras King (1996a, 1996b) reportó un 75% en estudios de laboratorio. Esto puede deberse a las modificaciones en las condiciones ambientales producto de la preparación del suelo (caña planta) y a la corta (caña soca) y se conoce que condiciones ambientales ligeramente desfavorables en dicho estado causan mortalidad (King 1996a). También existe la posibilidad de una disminución natural por enfermedades, estrés y agentes microbianos que estuvieran presentes en el suelo (King 1996b, Shannon 1996). Se descarta que fuera por alimentación, pues su hábito polífago le permite alimentarse tanto de materia orgánica como de raíces de muchos cultivos (King 1996a, 1996b, León 1996).

A pesar que los ingredientes activos evaluados pertenecen al mismo grupo químico de los organofosforados, se encontró diferencias en el control. El ethoprophos ya fuera formulado como granulado (15G) o líquido (72EC) fue el más efectivo en el control de la plaga, seguido por el forato y el terbufos. En el caso del clorpirifos no se encontró que redujera significativamente la población de la plaga, lo cual puede deberse a que la cantidad de ingrediente activo aplicado fue inferior al de los otros productos. El control encontrado con ethoprophos, forato y terbufos, es congruente con lo mencionada por Salazar *et al.* (2015) quien reportó eficacias en control superiores al 80% con dichos productos en el control de *Phyllophaga* en experimentos de macetas.

Las diferencias en control de ingredientes activos también pueden asociarse con sus características físico-químicas. Se asume que las condiciones edafo-climáticas en todos los tratamientos fueron homogéneas, ya que los experimentos se desarrollaron en pequeñas áreas con condiciones de suelo similar. El ethoprophos en formulación líquida (72EC) tuvo un mejor desempeño que la formulación granulada (15G). Esto puede deberse a la inmediata disponibilidad del ingrediente activo en la formulación líquida, mientras que en las formulaciones granuladas la liberación del ingrediente activo es más lenta y progresiva.

El experimento en caña planta se extendió hasta los 60 días, el de caña soca hasta los 93 días y en la prueba semi-comercial el conteo de *Phyllophaga* llegó hasta los 17 días de aplicado los tratamientos, encontrándose un control satisfactorio con ethoprophos, forato y terbufos en los casos donde se aplicaron. Sin embargo, es de esperar un mayor periodo de protección contra la plaga ya que se conoce que el ethoprophos tiene una vida media de 98 (Jordan *et al.* 1986) y hasta 120 días (Smelt y Leistra 1992), el forato de 60 días (Wauchope *et al.* 1992) y el terbufos de 60 días (Felsot *et al.* 1982).

Dentro del manejo holístico de la plaga cualquier mecanización que se realice en el campo contribuye a reducir su población por desecación al sol y depredadores como aves (Badilla 1996, Lastres 1996, Hanson 1996, Salazar *et al.* 2013). El control etológico con trampas de luz para atraer y matar a los adultos es una práctica efectiva (Badilla 1996, Lastres 1996, Vargas 2003). Dichas trampas capturan la mayor cantidad de adultos al inicio del anochecer de 6 a 8 pm (Guzmán 1979, Badilla 1996, King 1996a). Si aún con la implementación de estas prácticas de cultivo y manejo integrado de

plagas la población de larvas supera los umbrales económicos debería pensarse en incorporar el control químico.

De los productos evaluados, los resultados sugieren la aplicación racional de los insecticidas-nematicidas no fumigantes: ethoprophos, forato y terbufos que redujeron sus poblaciones en el suelo. El modo de acción de estos insecticidas-nematicidas es inhibiendo el sistema nervioso de la plaga (Spurr 1985, Opperman 1992, Davine *et al.* 2008). De los seres vivos, solo aquellos que pertenecen al reino Animal tienen sistema nervioso. Los hongos que pertenecen al reino de los Hongos y las bacterias que pertenecen al reino de los Moneras, no tienen sistema nervioso, son unicelulares (Madigan *et al.* 2012), de manera que los insecticidas-nematicidas no afectan aquellos microorganismos desarrollados como agentes de control biológico: *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Bacillus popilliae* (Salazar *et al.* 2013), siendo totalmente compatibles con el manejo holístico de dicha plaga que incluye preparación de suelo, manejo del cultivo, control etológico, biológico y químico.

Dichos productos ethoprophos, forato, terbufos son insecticidas-nematicidas que se aplican en banda cubriendo unos 40 cm de banda que incluye el surco, de manera que si la siembra es a 1,7 m entre surcos se tendrían 5882 lineales de surco por 40 cm de banda, el área tratada sería de 2353 m² (23,5%) del área de una hectárea. Dichos productos deben aplicarse a capacidad de campo y son absorbidos por el sistema radical. En el caso del terbufos que es sistémico (Mize *et al.* 1980) vía xilema es lo que explica la reducción en la presencia de *Aclerda sacchari*, efecto que no se dio con el ethoprophos porque es sistémico local, se absorbe por las raíces pero no se trasloca al follaje (Rhone-Poulenc Agrochimie sf.).

En el país se reporta la presencia de nematodos en plantaciones comerciales de caña (Fernández *et al.* sf., Ramírez 1978). La presencia de nematodos fitoparásitos en la producción comercial de caña es común en los países productores (Cadet y Spaul 2005), incluido Puerto Rico (Román 1978), Colombia (Varón *et al.* 1973), Trinidad y Tobago (Singh 1973), SudÁfrica (Harris 1975, Berry *et al.* 2008), Australia (Brenden 2005), Brazil (Mondino *et al.* 2010). En Costa Rica, poblaciones superiores a 3000 *Pratylenchus* por 100 g de raíz y a 500 *Helicotylenchus* por 100 g de suelo, se asociaron con clorosis y malformación de las plantas de caña (Ramírez 1978). En Brasil, Novaretti *et al.* (1998) consideran que poblaciones de 2500 nematodos reducen el rendimiento.

De manera que con la aplicación de estos productos insecticida-nematicidas se controlan los jobotos y los nematodos cuando están presentes. La aplicación contra *Phyllophaga* debería ser a los 25-40 días después de establecidas las lluvias, cuando la plaga este activa, alimentándose de las raíces. La aplicación de terbufos 15G y ethoprophos 15G a razón de 20 kg ha⁻¹ resultó en aumentos de producción de 31 (33%) y 32 (34%) toneladas de caña por hectárea, respectivamente. Dicho aumento se sustentó en un aumento significativo en el largo de los tallos de 23 cm en las plantas tratadas con terbufos 15G y de 17 cm en las tratadas con ethoprophos 15G lo que resultó en mayor peso en ambos casos. Resultados similares fueron reportados por Novaretti *et al.* (1998) quienes encontraron que las aplicaciones de nematicida reducen las poblaciones de nematodos con aumentos en rendimiento de 20-23 t / ha. En Australia, Brenden (2005) encontró aumentos en rendimiento hasta de 20 T/ha con el uso de nematicida.

El análisis de costos en cada tratamiento determinó que por cada dólar invertido en terbufos 15G se recuperaron \$7,4 y con el ethoprophos 15G \$7,54 y que el costo de la aplicación de los productos (incluido el producto y su aplicación) se cubrió con un aumento en producción de 4,2 tm / ha.

Literatura citada:

- Andrews KL. (1989). Maíz y sorgo. Pp: 547-566. En: Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura. Zamorano, Honduras. EAP.
- Badilla FF. (1996). Manejo integrado de jobotos *Phyllophaga* spp. (Scarabaeidae) en el cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. Pp: 103-113. En: Biología y control de *Phyllophaga* spp. (Shannon PJ y Carballo M. Ed). CATIE. Serie Técnica Informe Técnico no. 277.
- Berry SD, Fargette M, Spaul V, Morand S, Cadet P. (2008). Detection and quantification of root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*), lesion nematode (*Pratylenchus zae*) and dagger nematode (*Xiphinema elongatum*) parasites of sugarcane using real-time PCR. *Molecular and Cellular Probes* 22: 168-176.
- Brenden LB. (2005). The incidence of plant-parasitic nematodes on sugarcane in Queensland, and studies on pathogenicity and associated crop losses, with particular emphasis on lesion nematode (*Pratylenchus zae*). Ph.D. Thesis. Royal Melbourne Institute of Technology, Australia 208p.
- Cadet P., Spaul V. (2005). Nematode parasites of sugarcane, pp: 645-674. En: Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. (Luc M., RA. Sikora RA., Bridge J. Ed). CABI Publishing.
- CENGICANA. (2007). Eventos históricos y logros 1992-2007. Guatemala. 85 p
- Chaves A, Pedrosa EMR, Moura RM. (2002). Efeitos de aplicacao de Terbufos sobre a densidade populacional de nematoides endoparasitos em cinco variedades de cana-de-acúcar no Nordeste. *Nematologia Brasileira*. 26(2): 167-176.
- Davine GJ., Dominique E., Ogusuku E., Furlong MJ. (2008). Uso de insecticidas: contexto y consecuencias ecológicas. *Rev Peru Med Exp Salud Pública*, 25(1):74-100.
- Díaz RA., Hunter A. (1978). Metodologías de muestreo de suelos, análisis químico de suelos y tejido vegetal y de investigaciones en invernadero. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Proyecto Centroamericano de Fertilidad de Suelos, Turrialba, Costa Rica. 68p.
- Dinardo MLD, Menegatti CC. (2004). Efeito de nematicidas aplicados no plantio e na soqueira de cana-de-acúcar. *Nematologia Brasileira* 28(1): 87-96.
- Dropkin HV. (1989). Introduction to plant nematology. Second edition. John Wiley & Sons. 304p.
- Felsot A, Wei, L, Wilson J. (1982). Environmental chemodynamic studies with terbufos (Counter) insecticide in soil under laboratory and field conditions. *J. Environ. Sci. Health*. B17(6): 649-673.
- Fernández SOM, Perlaza RF, Quesada SAS. (sf.). Principales nematodos asociados a los cultivos de Costa Rica. Servicio Fitosanitario del Estado. 22p.
- Guzmán M. (1979). Determinación de la cantidad de lámparas de luz negra por área y la hora de mayor incidencia de adultos en *Phyllophaga* spp., pp: 44-45. En: Resúmenes de investigaciones en café 1978-79. Instituto Salvadoreño de Investigaciones del Café.
- Hanson P. (1996). Control biológico de *Phyllophaga*: depredadores y parasitoides, pp: 74-79. En: Biología y control de *Phyllophaga* spp. (Shannon PJ, Carballo M. Ed). CATIE. Serie Técnica Informe Técnico no. 277.
- Harris RHG. (1975). Notes on two experiments with nematode control in sugarcane. *Nematropica* 5(2): 40-44.
- Henríquez HC., Cabalceta AG. (1999). Guía práctica para el estudio introductorio de los suelos con un enfoque agrícola. Universidad de Costa Rica. Escuela de Fitotecnia / Facultad de Agronomía. Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelo, Costa Rica. 109p.

- Jordan EG, Montecalvo DM, Norris FA. (1986). Metabolism of Ethoprop in soil. Abstracts of papers, 192nd National Meeting of the American Chemical Society, Anaheim, CA; American Chemical Society, Washington, DC. AGRO, 36.
- King ABS. (1996a). Biología e identificación de (*Phyllophaga*) de importancia económica en América Central. Pp: 33-43. En: Biología y control de *Phyllophaga* spp. CATIE. (Shannon PJ., Carballo M. Ed). Serie Técnica Informe Técnico no. 277.
- King ABS. (1996b). Biología, identificación y distribución de especies económicas de *Phyllophaga* en America Central. Pp: 50-61. En: Biología y control de *Phyllophaga* spp. (Shannon PJ., Carballo M. Ed). CATIE. Serie Técnica Informe Técnico no. 277.
- Lastres RL. (1996). Incidencia de *Phyllophaga* spp. en Honduras, pp: 8-15. En: Biología y control de *Phyllophaga* spp. Ed. PJ. Shannon y M. Carballo. CATIE. Serie Técnica Informe Técnico no. 277.
- León GR. (1996). Problemática de *Phyllophaga* spp. en Costa Rica. Pp: 24-32. En: Biología y control de *Phyllophaga* spp. (Shannon PJ., Carballo M. Ed). CATIE. Serie Técnica Informe Técnico no. 277.
- Madigan MT., Martinko JM., Stahl DA., Clark DP. (2012). Biology of microorganisms. Benjamin Cummings. 1155p.
- Márquez JM. (2011). El manejo integrado de plagas. Pp. 204-231. El cultivo de la caña de azúcar en Guatemala. (Melgar M, Meneses A, Orozco H, Pérez O, Espinosa R. Eds). CENGICANA, Guatemala.
- Mehlich A. (1984). Mehlich 3. Soil Test Extractant: a modification of Mehlich 2 Extractant. Commun. In soil Science Plant Anal, 15(12):1409-1416.
- Mize T., Wilde G., Smith MT. (1980). Chemical control of chinch bug and greenbug on seedling seed, soil, and foliar treatments. Journal Economic Entomology 73:544-547.
- Mondino EA., Taveres OCH., Lima E., Berbara RIL. (2010). Comunidades de nematodos en caña de azúcar bajo diferentes sistemas de labranza y cosecha. Nematropica 40:203-215.
- Morón MA, Rodríguez Del Bosque LA. (2010). Importancia, historia y retos. Pp: 3-17. (Rodríguez Del Bosque, LA, Morón MA. Eds). Plagas del suelo. Colegio de Postgraduados, INIFAP, Universidad Autónoma Chapingo, Mundi-Prensa México.
- Morón MA, Hernández-Rodríguez S, Ramírez-Campos A. (1998). Las especies de *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae) con importancia agrícola en Nayarit, México. Pp: 79-98. (Morón MA, Aragón A. Eds). Avances en el estudio de la diversidad, importancia y manejo de los coleópteros edafícolas americanos. Publicación especial de la Benemerita Universidad Autónoma de Puebla y la Sociedad Mexicana de Entomología. Puebla, México.
- Novaretti WRT, Rocha MA, Barbosa FLCC. (1998a). Controle químico de *Meloidogyne incognita* e *Pratylenchus zae* em cana-de-acúcar com carbofuran e terbufos. Nematología Brasileira. 22(1): 60-74.
- Novaretti WRT, Monteiro AR, Ferraz LCCB. (1998b). Chemical control of *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus zae* on sugarcane through carbofuran or terbufos application. Nematología Brasileira 22(1): 60-74.
- Opperman CH. (1992). The molecular basis of differential nematode sensitivity to nematicides. Pp. 60-72. (Gommers FJ, Maas PWTh. Eds). Nematology from molecule to ecosystem. European Society of Nematologists, Inc.
- Prewitt JC., Summers TE. (1981). Los gusanos blancos de la caña de azúcar en el sur de la Florida. 2º Seminario Inter-Americano de la caña de azúcar, plagas y roedores. Florida International University, Miami, Florida Pp: 267-268.

- Ramírez A. (1978). Reconocimiento de nematodos asociados con la caña de azúcar en Costa Rica. *Agron. Costarr.* 2(1): 39-46.
- Rodríguez A, Sáenz C, Salazar JD, Alfaro D, Oviedo R. (1999). Manejo integrado y perspectivas de control de jobotos *Phyllophaga* spp. (Col: Melolonthidae) en el cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. En XI Congreso Nacional Agronómico / V Congreso Nacional de Entomología. San José, Costa Rica del 19-23 julio. P. 163.
- Román J. (1978). Fitonematología Tropical. Universidad de Puerto Rico, Recinto Universitario de Mayaguez, Colegio de Ciencias Agrícolas, Estación Experimental Agrícola Río Piedras, PR. 236p.
- Rhone-Poulenc Agrochimie (sf). Mocap. 18 p.
- Sáenz AC, Salazar BJD, Rodríguez MA, Alfaro SD, Oviedo AR. (2006). Métodos de control de plagas en la caña de azúcar aplicando principios de producción más limpia. Pp: 468-476. En: Chaves SMA eds. XVI Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Centro América, XVI Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Costa Rica. 1 Tomo Memoria. San José, Costa Rica.
- Salazar BJD, Sáenz ACE, Oviedo AR, Alfaro SD, Castro AL. (2013). Joboto, Coleoptero: Scarabaeidae. Biología y hábitos. 5p. En: <http://www.laica.co.cr/biblioteca2/verSubcategoria.do?p=1&c=443&s=1774>
- Salazar BJD, Oviedo AR, Alfaro SD, Barrantes MC, Angulo MA. (2015). Evaluación en invernadero de productos químicos para el combate de diferentes especies de jobotos en ingenio TABOGA e ingenio COOPEAGRI. En: VI Congreso Tecnológico del Departamento de Investigación y Extensión de la Caña de Azúcar (DIECA), Liga Agrícola Industrial de la Caña de Azúcar (LAICA), 20 y 21 agosto 2015. Salón de Asambleas de CoopeVictoria R.L., Grecia, Alajuela, Costa Rica. En: <http://www.laica.co.cr/biblioteca2/verSubcategoria.do?p=1&c=443&s=1774>
- Salguero NVE, Mancia RE, Gonzáles DG. (1993). Manejo integrado de plagas en frijol. Guías de Capacitación. PROFRIJOL-CIAT-BID. Cali, Colombia 82p.
- Shannon PJ. (1996). Control microbiano de *Phyllophaga* spp. (Col. Melolonthidae). Pp: 80-93. En: Biología y control de *Phyllophaga* spp. (Shannon PJ, Carballo M. Ed). CATIE. Serie Técnica Informe Técnico no. 277.
- Singh, ND. (1973). A note on plant parasitic nematodes associated with sugarcane in Trinidad. *Nematropica* 3(2): 54-55.
- Smelt JH., Leistra M. (1992). Availability, movement and (accelerated) transformation of soil-applied nematicides, pp: 266-280. En: Nematology from Molecule to Ecosystem. (Gommers J, Maas PWTh. Ed). European Society of Nematologists, Inc. Scotland.
- Spurr JHW. (1985). Mode of action of nematicides. Pp. 269-276. (Sasser JN, Carter CC. Eds). An advanced treatise on Meloidogyne. Vol I. Biology and control. Raleigh North Carolina State University Press, USA.
- United States Department of Agriculture. (1993). Soil survey manual. Handbook No 18. 437p.
- Vargas AJ. (1997). Criterio para decidir la aplicación de un insecticida granulado al suelo, al momento de la siembra de un cañal. Boletín Informativo. 6p. En Boletín Informativo Gerencia de Campo, Depto de Agronomía Monte Rosa, S.A.
- Vargas AJ. (2003). El “joboto” plaga importante en cañales de Guanacaste. Uso de feromonas sexuales como método integrado para su control. Boletín Informativo Gerencia Agrícola No 2. Central Azucarera Tempisque S.A. 3p.
- Varon RFH, Castro MH, Ramírez AH. (1973). Nematodos asociados con el cultivo de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en el valle del Cauca, Colombia. *Nematropica* 3(2): p. 61.

- Watve CM, Miller JD, Bell MG, Shuler KD. (1981). Un resumen de las actividades de investigación sobre gusanos blancos dañinos a la caña de azúcar en Florida. 2º Seminario Inter-Americano de la caña de azúcar, plagas y roedores. Florida International University, Miami, Florida Pp: 274-278.
- Wauchope RD, Buttler TM, Hornsby AG, Augustijn-Beckers PWM, Burt JP. (1992). SCS/ARS/CES Pesticide database for environmental decisionmaking. Rev. Environ. Contam. Toxicol, 123:1-157.