

DIFERENCIAS EN CONCENTRACIÓN DE PLAGUICIDAS ORGANOCLORADOS PERSISTENTES EN SUELO, PAJA Y GRANOS DE TRIGO

Stefan M. WALISZEWSKI y Rosa M. INFANZÓN

Instituto de Medicina Forense de la Universidad Veracruzana, SS Juan Pablo II s/n, Boca del Río 94290 Veracruz, México.
Correo electrónico: swal@uv.mx

(Recibido abril 2002, aceptado febrero 2003)

Palabras clave: plaguicidas organoclorados, suelo, trigo

RESUMEN

Los cultivos agrícolas incorporan residuos de plaguicidas del suelo por las raíces y adsorben vapores y partículas en su superficie. Para este trabajo se analizaron los niveles de plaguicidas organoclorados en suelo y plantas de trigo para observar su distribución desde el suelo hacia las plantas, utilizándose la técnica de cromatografía de gases. La menor concentración correspondió al HCB (hexaclorobenceno) y fue de 0.7 µg/kg en suelo, 0.9 µg/kg en granos y 1.3 µg/kg en paja. El isómero α -HCH (hexaclorociclohexano) presentó 0.7 µg/kg en suelo, 4.6 µg/kg en granos y 5.8 µg/kg en paja. El Lindano mostró 3.9 µg/kg en suelo, 5.8 µg/kg en granos y 30.9 µg/kg en paja. De los DDT, el nivel más bajo correspondió al pp'DDE con 1.0 µg/kg en suelo, 7.4 µg/kg en granos y 10.8 µg/kg en paja. El op'DDT mostró el nivel de 30.0 µg/kg en suelo, 21.5 µg/kg en granos y 25.6 µg/kg en paja. El insecticida pp'DDT reveló 65.6 µg/kg en suelo, 63.6 µg/kg en granos y 46.9 µg/kg en paja. En conclusión, al movilizarse los plaguicidas acumulados en los suelos agrícolas penetran a las plantas de trigo y son una fuente de contaminación adicional para los consumidores.

Keywords: organochlorine pesticides, soil, wheat

ABSTRACT

Crops incorporate pesticide residues through the roots and adsorb particles and vapors on their surface. The concentrations of organochlorine pesticides were determined in soil and wheat plants in order to observe their distribution from soil through growing plants. The determinations were done by gas chromatography. The minor concentrations corresponded to HCB (hexachlorobenzene), they were 0.7 µg/kg in soil, 0.9 µg/kg in grains, and 1.3 µg/kg in straw. The isomer α -HCH (hexachlorocyclohexane) presented 0.7 µg/kg in soil, 4.6 µg/kg in grains and 5.8 µg/kg in straw. The Lindane concentrations were 3.9 µg/kg in soil, 5.8 µg/kg in grains, and 30.9 µg/kg in straw. For the DDT's, the minor concentrations corresponded to pp'DDE, and they were 1.0 µg/kg in soil, 7.4 µg/kg in grains, and 10.8 µg/kg in straw. The op'DDT presented levels of 30.0 µg/kg in soil, 21.5 µg/kg in grains, and 25.6 µg/kg in straw. The insecticide pp'DDT concentrations were 65.6 µg/kg in soil, 63.6 µg/kg in grains, and 46.9 µg/kg in straw. In conclusion, the accumulated pesticides in agricultural soils were mobilized permitting their penetration and adsorption through the growing plants, producing an unexpected source of contamination for consumers.

INTRODUCCIÓN

Los cultivos agrícolas participan en el movimiento de los plaguicidas aplicados para su protección, debido a su habilidad de retenerlos, modificando el proceso de intercambio de sustancias volátiles entre el suelo y el aire (Bro-Rasmussen 1996). Una de las consecuencias de este fenómeno es la introducción de los plaguicidas al forraje de los rumiantes (Simonich y Hites 1994, McLachlan 1996, 1997, Douben *et al.* 1997, Wagrowski y Hites 1997, Smith *et al.* 2001a). Existen diferentes vías de entrada de los plaguicidas volátiles a las plantas. Estas vías incluyen su penetración por las raíces y su translocación en el xilema (McCrary *et al.* 1990, Wild y Jones 1991, Waliszewski 1993, Schroll *et al.* 1994, Nakumura *et al.* 1995), por adsorción directa de vapores por las hojas (Waliszewski 1995, Nerin *et al.* 1996, Trapp y Matthies 1997, Smith *et al.* 2001b) ó el depósito directo seco o húmedo en su superficie. Adicionalmente, las partículas en suspensión del suelo contaminado arrastradas por el viento y la lluvia son capturadas por las plantas. Estas partículas pueden contribuir a una contaminación adicional, afectando grandes áreas de suelos (Edwards 1983).

La depositación de partículas y vapores, es un fenómeno de gran importancia en la interacción de la atmósfera con las plantas (Smith *et al.* 2001b). Los residuos de plaguicidas en el aire pueden existir en forma gaseosa o ser enlazados o atrapados por las partículas en suspensión en el mismo (Jantunen *et al.* 2000). Se ha realizado un gran esfuerzo para modelar las relaciones de transferencia entre los vapores de los contaminantes agrícolas y su depositación en las partículas, tanto en condiciones secas como húmedas (Chrostowski y Foster 1996, McLachlan 1997, Trapp y Matthies 1997, Schweizer *et al.* 2000).

Los datos bibliográficos sugieren que el depósito atmosférico de partículas puede ser un suministro importante de contaminantes orgánicos semi-volátiles para las plantas y que la liberación de vapores del suelo hacia la superficie vegetal significa un importante reingreso de éstos al ambiente (Waymann y Rüdel 1995, Rüdel 1997, Jantunen *et al.* 2000, Schweizer *et al.* 2000). El objetivo de este estudio fue comparar los niveles encontrados de plaguicidas organoclorados persistentes (HCB, α,γ HCH, pp'DDE, op'DDT y pp'DDT) en el suelo y en partes de la planta de trigo (tallo y granos), para observar su distribución en la planta originada por el transporte interno y la adhesión externa de vapores o partículas, debida a la contaminación ambiental procedente del uso previo de estos plaguicidas en la protección de cultivos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se obtuvieron muestras de plantas y suelo en el otoño

del 2000, antes de la cosecha en 20 diferentes campos de cultivo de trigo en el estado de Puebla, México. En las áreas estudiadas no se utilizó DDT ni lindano como insecticidas durante los últimos 10 años. Sin embargo, el lindano fue aplicado en algunas ocasiones para la protección de semillas en la siembra.

Toma y manejo de muestras

Las 20 muestras de suelo, se tomaron con el bastón de Engler (5 cm di.) a 10 cm de profundidad, de acuerdo con el método para cubrir la superficie total propuesto por Cochran (1963), tomando aproximadamente 4 litros de suelo. En el campo, las muestras se mezclaron para obtener otra mezcla representativa y una parte de aproximadamente 500 g se guardó en un frasco de cristal con tapa de teflón. En el laboratorio se extendió la muestra sobre una hoja de papel filtro y se secó durante 2 a 3 días en condiciones ambientales del laboratorio. Posteriormente, se cernió por el tamiz de 0.2 mm² de diámetro para obtener una muestra seca y homogénea que se guardó en un frasco de vidrio con tapa de teflón a -20 °C hasta su análisis.

Las muestras de plantas de trigo se obtuvieron cortando 20 plantas enteras a 10 cm de altura en los lugares donde se tomaron las muestras de suelo. En el campo, las plantas se envolvieron con papel filtro y se transportaron al laboratorio, en donde se separaron los tallos de las espigas para obtener los granos. Los granos y la paja se molieron con un molino para obtener un polvo uniforme y muestras representativas, que se guardaron en frascos de cristal con tapa de teflón a -20 °C hasta su análisis.

Determinación cualitativa y cuantitativa

La determinación se realizó por cromatografía de gases separando los plaguicidas organoclorados en un cromatógrafo de gases marca Varian 3400CX en una columna capilar megaboro SPB-608 de 320 μ m di. y 30 m de longitud, con un programa de temperatura de 193 °C (7 min) con un aumento de 6 °C/min hasta 250 °C, manteniendo esta temperatura durante 20 minutos. El gas de arrastre fue nitrógeno con flujo de 6.3 mL/min; se inyectó 1 μ L del extracto en modo *splitless*. Para confirmar algunos picos de plaguicidas organoclorados, se corroboró su presencia durante la determinación por cromatografía de gases-espectrometría de masas (Varian Modelo 3800-Saturn 2000 GC-MS-MS), comparando los espectros de masas obtenidos de las muestras en el detector de trampa iónica con los estándares correspondientes.

Método analítico

Suelo

El análisis se realizó de acuerdo con el método descrito por Waliszewski y Szymczynski (1985). La muestra de suelo de 20 gramos se pasó a un matraz de fondo redondo

(250 mL), se agregaron 50 mL de una mezcla acetonitrilo-ácido acético-agua (30:10:10) y se dejó reposar durante 16 horas en la oscuridad. El contenido se hirvió bajo reflujo por 15 minutos, se enfrió y se decantó en un matraz de separación (500 mL). A la muestra de suelo se añadieron otros 50 mL de la mezcla de extracción y se hirvió nuevamente bajo reflujo por 15 minutos. Enfriado el extracto, se filtró en un matraz de separación combinando ambos extractos, a los que se agregaron 300 mL de agua destilada y se mezcló el contenido. Los plaguicidas organoclorados, se extrajeron con tres porciones de 50 mL de hexano. Los extractos hexánicos reunidos en un matraz de separación, se lavaron con dos porciones de 50 mL de agua para remover los restos de ácido acético y acetonitrilo. Posteriormente, se secaron pasándolos por una capa de sulfato de sodio a un matraz de fondo redondo y se concentraron en un rotavapor a unos mililitros. El extracto concentrado, se traspasó cuantitativamente con hexano a un tubo con tapón ajustando el volumen a 10 mL. Se purificó el extracto agregando 1 mL del ácido sulfúrico concentrado y se agitó vigorosamente durante 1 minuto. Se dejó reposar 3 minutos para separar las fases y se filtró la fase orgánica por una capa de sulfato de sodio. Se enjuagó el sulfato de sodio con hexano y el extracto con los enjuagues colectados en un matraz de fondo redondo, se concentraron a unas gotas. El extracto, se transfirió a un vial volumétrico aforando el volumen final a 1.0 mL con hexano.

Paja y granos

El análisis se realizó de acuerdo con el método descrito por Waliszewski *et al.* (1985). Se pesaron 10 gramos de muestra en un matraz Erlenmeyer (250 mL) y se agregaron 150 mL de una mezcla de acetonitrilo + agua (65 + 35). La muestra se dejó reposar durante 16 horas en la oscuridad. El contenido se homogeneizó con un homogeneizador Ultra-turrax durante 3 minutos. El sobrenadante, se decantó filtrándolo en un matraz de separación (1000 mL). La extracción, se repitió dos veces más, cada vez con 100 mL de una mezcla de acetonitrilo y agua. A los extractos, se les agregaron 500 mL de solución acuosa de sulfato de sodio al 5 % y se mezcló el contenido. Los plaguicidas organoclorados se extrajeron con 3 porciones de 100 mL de hexano. Los extractos hexánicos se secaron pasándolos por una capa de sulfato de sodio y se concentraron en un rotaevaporador a 5 mL. El extracto concentrado, se traspasó cuantitativamente con hexano a un tubo con tapón ajustando el volumen a 10 mL. Se purificó el extracto agregando 1 mL del ácido sulfúrico concentrado y se agitó vigorosamente durante 1 minuto. Se dejó reposar por 3 minutos para separar las fases y se filtró la fase orgánica por una capa de sulfato de sodio. Se enjuagó el sulfato de sodio con hexano y el extracto con los enjuagues colectados en un matraz de fondo redondo, se concentró a

unas gotas. El extracto, se transfirió a un vial volumétrico aforando el volumen final a 1.0 mL con hexano.

En la purificación de los extractos de suelo, paja y granos, se utilizó ácido sulfúrico, cuya ventaja consiste en precipitar las sustancias orgánicas vegetales e hidrolizar el complejo de plaguicidas con los compuestos orgánicos endógenos (Waliszewski y Szymczynski 1982, 1983). El ácido sulfúrico, también remueve muchos componentes ambientales como ésteres de ftalatos que, siendo ubicuos, se propagan en el ambiente e interfieren en la determinación cromatográfica cubriendo las cavidades de picos de varios plaguicidas organoclorados, incluyendo los DDT (Waliszewski y Szymczynski 1990).

Estudio de calidad analítica

Para valorar los métodos analíticos, se realizaron estudios de adición de mezcla de estándares a nivel de 1 a 5 µg/kg de los siguientes plaguicidas organoclorados: HCB, α-HCH, γ-HCH, pp'DDE, op'DDT y pp'DDT a las muestras de suelo, paja y granos con un nivel mínimo de contaminación por abajo del límite de detectabilidad de 0.2 µg/kg. Los valores obtenidos del promedio de la recuperación y su desviación estándar, se presentan en la **tabla I**. Para el suelo oscilan entre 94.3 y 99.1 %, para la paja entre 90.9 y 94.6 % y para los granos entre 92.2 y 95.3 % con desviación estándar entre 1.8 y 8.8 %, indicando una recuperación excelente de los plaguicidas de las muestras fortificadas.

TABLA I. ESTUDIO DE CALIDAD ANALÍTICA. RECUPERACIÓN (X % ± DE) DE LOS PLAGUICIDAS DE MUESTRAS DE SUELO, PAJA Y GRANOS

Plaguicida	Suelo	Paja	Granos
HCB	98.3 ± 2.6	91.2 ± 3.6	93.4 ± 3.1
α-HCH	99.1 ± 2.2	94.6 ± 2.9	95.3 ± 4.2
γ-HCH	98.9 ± 1.8	93.8 ± 4.1	95.1 ± 4.9
pp'DDE	97.9 ± 1.9	92.7 ± 6.5	93.3 ± 6.1
op'DDT	97.1 ± 2.7	90.9 ± 7.1	92.2 ± 6.5
pp'DDT	94.3 ± 2.8	94.6 ± 8.8	95.1 ± 5.9

Análisis estadístico

Se realizaron cálculos de los niveles promedio ($\bar{X}$) para cada plaguicida y tipo de muestra (suelo, paja y granos) con su desviación estándar (DE), los cuartiles primero (Q1) y tercero (Q3) de la distribución, así como un estudio apareado de los resultados entre los tipos de muestras (suelo, paja y granos) para expresar el grado de relación lineal entre ellos, calculando el coeficiente de correlación de Pearson (r), por medio del paquete estadístico Minitab versión 12 (Dawson-Saunders y Trapp 1997, Anónimo 1998).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se tomaron 20 muestras de suelo y plantas de trigo separando la paja y las espigas para obtener los granos. Se analizaron las muestras para evaluar el nivel de plaguicidas organoclorados persistentes en las plantas de trigo expuestas a sus vapores. Su procedencia se consideró como ambiental, originada por el uso sanitario en el combate del paludismo, de los ectoparásitos del ganado y la preservación de semillas, así como a su acumulación antigua en suelos agrícolas y su volatilización posterior. Para clasificar el tipo de suelo se realizó el análisis químico, cuyos resultados se presentan en la **tabla II**. Por su alto contenido de arena (54.8 a 62.7 %), arcilla (18.7 a 21.9 %) y cieno (17.6 a 22.2 %), y baja cantidad de materia orgánica (0.98 a 1.29 %) y carbono (0.61 a 0.78 %), se pueden clasificar como suelos arenosos. Estos tienen limitada actividad microbiana con baja intensidad de procesos metabólicos.

TABLA II. ANÁLISIS QUÍMICO DE LOS SUELOS

Parámetros	Valores
P ₂ O ₅ (mg %)	10.3 – 13.7
K ₂ O (mg %)	8.6 – 27.3
Mg (mg %)	0.7 – 1.09
pH	4.6 – 4.80
% de carbono	0.61 – 0.78
% de materia orgánica	0.98 – 1.29
arcilla %	18.7 – 21.9
cieno %	17.6 – 22.2
arena %	54.8 – 62.7

La **tabla III** resume las frecuencias de las determinaciones, los valores promedios ($\mu\text{g/kg}$) y sus desviaciones estándar ($\bar{x} \pm \text{DE}$) y los cuartiles Q1 y Q3 de los resultados obtenidos a través del análisis cromatográfico de los plaguicidas organoclorados HCB, α -HCH, γ -HCH, Σ -HCH pp'DDE, op'DDT, pp'DDT y Σ -DDT en las muestras de suelo, paja y granos. En las muestras de

suelo, la menor frecuencia de sólo 10 % la presenta el pp'DDE, que es el metabolito más persistente del insecticida pp'DDT. Este fenómeno se explica por la baja cantidad de sustancias orgánicas y la limitada actividad microbiana de los suelos monitoreados, también indica poca actividad bioquímica para metabolizar los plaguicidas. En 75 % de las muestras de suelo, se determinó el isómero α -HCH, siendo éste un producto de bioisomerización del lindano (γ -HCH). En condiciones ambientales, el lindano se transforma bajo la influencia de la luz solar en el isómero α -HCH (Steinwandter 1976). En 95 % de las muestras de suelos se determinó la presencia del lindano, procedente de la actividad agrícola y en 80 % del HCB (hexaclorobenceno), siendo éste contaminante ambiental de origen industrial. En 100 % de las muestras de suelo, apareció el insecticida pp'DDT y su isómero op'DDT. En las muestras de paja (tallos de trigo), la menor frecuencia (95 %) correspondió al HCB y los plaguicidas restantes estuvieron en el 100 % de las muestras. Estos resultados pueden deberse a la gran adsorción por el material vegetal de los plaguicidas que se volatilizan de suelos agrícolas. En las muestras de granos monitoreados, la menor frecuencia (5 %) correspondió al HCB, mientras que los plaguicidas restantes se determinaron en 100 % de las muestras. Esto se debe a la distribución interna con flujo ascendente desde las raíces hacia diferentes partes de la planta, la acumulación selectiva y la adsorción de vapores de los plaguicidas procedentes del suelo (Waliszewski 1995).

El análisis de la distribución de los plaguicidas estudiados en tres compartimentos: suelo, paja y granos se presenta en la **tabla III** y en la **figura 1**. El nivel superior del HCB correspondió a la paja y fue de 1.3 $\mu\text{g/kg}$, que disminuyó a 0.9 $\mu\text{g/kg}$ en los granos y 0.7 $\mu\text{g/kg}$ en el suelo. La contaminación mayor de la paja se puede explicar por su gran capacidad de adsorción y su contacto con los vapores de los plaguicidas que circulan en el ambiente. Los niveles de HCB fueron bajos y correspondieron a valores 3 a 5 veces superiores al límite de detectabilidad. En el caso del α -HCH, su menor concentración correspondió al suelo con 0.7 $\mu\text{g/kg}$, ascendiendo

TABLA III. VALORES PROMEDIOS Y DESVIACIONES ESTÁNDAR ($\bar{x} \pm \text{DE}$), LOS CUARTILES Q1 Y Q3 DE LOS NIVELES ($\mu\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}$) DE PLAGUICIDAS ORGANOCLORADOS DETERMINADOS EN MUESTRAS DE SUELO, PAJA Y GRANOS

Plaguicida	Frecuencia	Suelo				Frecuencia	Paja				Frecuencia	Granos			
		$\bar{X}$	$\pm$	DS			$\bar{X}$	$\pm$	DS			$\bar{X}$	$\pm$	DS	
HCB	80%	0.7	$\pm$	0.4	0.4	95%	1.3	$\pm$	0.6	0.9	5%	0.9			
α -HCH	75%	0.7	$\pm$	0.3	0.4	100%	5.8	$\pm$	8.8	3.5	100%	4.6	$\pm$	12.5	0.9
γ -HCH	95%	3.9	$\pm$	8.1	1.3	100%	30.9	$\pm$	8.7	26.2	100%	5.8	$\pm$	4.5	3.5
Σ -HCH		4.5	$\pm$	1.1	1.6		36.3	$\pm$	8.1	30.1		6.8	$\pm$	4.9	4.1
pp'DDE	10%	1.0	$\pm$	0.0		100%	10.8	$\pm$	3.1	9.0	100%	7.4	$\pm$	5.8	3.0
op'DDT	100%	30.0	$\pm$	27.9	2.3	100%	25.6	$\pm$	8.9	18.8	100%	21.5	$\pm$	20.5	6.3
pp'DDT	100%	65.6	$\pm$	53.2	34.8	100%	46.9	$\pm$	17.4	38.5	100%	63.6	$\pm$	48.2	19.7
Σ -DDT		95.6	$\pm$	77.4	53.5		81.8	$\pm$	28.6	58.3		92.4	$\pm$	72.0	29.5
					114.0					100.0					136.8

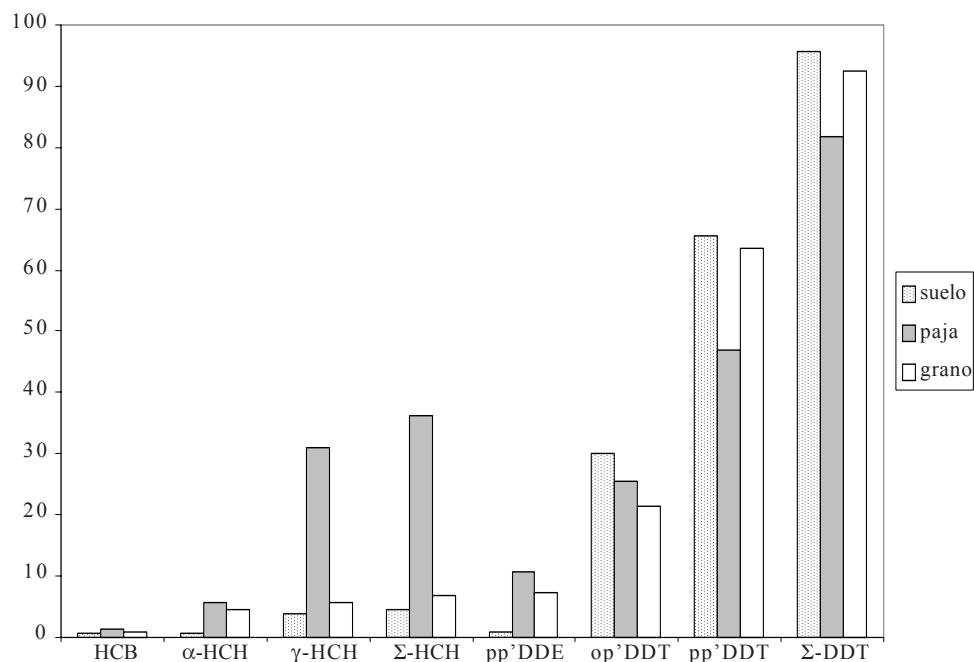


Fig. 1. Comparación de los niveles (µg/kg) de plaguicidas organoclorados en suelo, paja y granos

hasta 4.6 µg/kg en granos y 5.8 µg/kg en paja. La mayor contaminación del material vegetal puede deberse a su gran capacidad de adsorción y conjugación, atrapando al plaguicida entre diversos enlaces de estructuras orgánicas que constituyen la planta. La diferencia entre la paja y los granos no se considera significativa indicando su distribución interna a través de la circulación ascendente en la planta. La menor concentración de lindano (γ-HCH), se presentó en el suelo de 3.9 µg/kg que aumentó, aunque no significativamente, hasta 5.8 µg/kg en granos y significativamente hasta 30.9 µg/kg en paja. Esta distribución diferente se explica por una concentración mayor de este plaguicida en el aire y su contacto y adsorción por la planta (Leone *et al.* 2001). Analizando el valor total del HCH ($\alpha\text{-HCH} + \gamma\text{-HCH} = \Sigma\text{-HCH}$), la mayor contaminación corresponde a la paja con 36.3 µg/kg seguida por los granos con 6.8 µg/kg y el suelo 4.5 µg/kg.

El nivel más bajo de los DDT se determinó para el metabolito pp'DDE en los suelos monitoreados, con 1.0 µg/kg, que se disparó hasta 7.4 µg/kg en granos y 10.8 µg/kg en paja. Esta diferencia concuerda con las observaciones de Waliszewski (1995) y de Leone *et al.* (2001) sobre el aumento de la concentración de plaguicidas organoclorados desde el suelo hacia la planta y disminución posterior de su concentración con la altura de ésta. Además, el nivel bajo del pp'DDE en los suelos, se debe al limitado proceso metabólico causado por el bajo contenido de materia orgánica en los mismos, lo que impide el desarrollo microbiano necesario para esta actividad. El op'DDT presentó una tendencia diferente, mostrando

21.5 µg/kg en granos, 25.6 µg/kg en paja y 30.0 µg/kg en suelo. Los depósitos adsorbidos por las partículas del suelo se consideran como fuente de contaminación de las plantas que crecen en suelos contaminados. Los tallos y los granos del trigo almacenaron el op'DDT por la distribución interna con circulación ascendente y la mayor contaminación de paja pudo deberse a la adhesión de vapores del op'DDT procedentes del suelo. La concentración más elevada del insecticida pp'DDT, se presentó en el suelo con 65.6 µg/kg y en granos 63.6 µg/kg, disminuyendo en la paja hasta 46.9 µg/kg. La pequeña diferencia en la concentración del pp'DDT entre suelo y granos indica el equilibrio entre las distintas partes de la planta de trigo. La mayor concentración determinada para granos comparado con paja pudo deberse a una acumulación más específica causada por la diferente composición bioquímica entre los mismos. La sumatoria de los DDT ($\Sigma\text{-DDT} = \text{pp'DDE} + \text{op'DDT} + \text{pp'DDT}$) indicó un nivel alto en los suelos de 95.6 µg/kg que disminuyó ligeramente hasta 92.4 µg/kg en granos y hasta 81.8 µg/kg en paja.

Al comparar las concentraciones de los isómeros HCH y los DDT entre suelo, paja y granos (**Fig. 1**), los HCH presentaron mayor concentración en la paja, mientras que los de DDT fueron detectados en el suelo. Esta diferencia se explica por la mayor volatilidad de los HCH (presión de vapor del γ-HCH 5.6 mPa) comparada con la de los DDT (presión de vapor del pp'DDT 0.025 mPa) y mayor posibilidad de ser adsorbidos por las plantas (Tomlin 2000).

Para determinar la significancia estadística de las diferencias entre los datos obtenidos para cada grupo de muestras, se realizó la prueba de apareado para calcular la correlación circunstancial expresada por el coeficiente de correlación de Pearson (r). Los resultados se presentan en la **tabla IV**. Para el HCB fue posible calcular sólo la relación entre suelo y paja, obteniéndose el coeficiente de correlación $r=0.67$ y expresando una relación adecuada. Para α -HCH y γ -HCH, los coeficientes de correlación fueron bajos 0.37 y 0.12, respectivamente, indicando una relación no adecuada. Para el op'DDT, el coeficiente reveló el valor de 0.89 mostrando una correlación significativa ($\alpha=0.05$) y para el pp'DDT 0.74 y una relación adecuada entre las concentraciones de estos plaguicidas en suelo y paja. La evaluación del par suelo-granos indicó para el α -HCH una baja correlación ($r=0.43$), mientras que para γ -HCH, Σ -HCH y op'DDT los coeficientes 0.79, 0.72, 0.76 indicaron una relación adecuada y 0.87 y 0.92 para pp'DDT y Σ -DDT mostrando una relación significativa ($\alpha=0.05$).

TABLA IV. COEFICIENTE DE CORRELACIÓN PEARSON (r) DE NIVELES DE PLAGUICIDAS ORGANOCLORADOS EN SUELO, PAJA Y GRANOS

Plaguicida	suelo-paja	suelo-granos	paja-granos
HCB	0.67	n.c.	n.c.
α -HCH	0.37	0.43	0.77
γ -HCH	0.12	0.79	0.16
Σ -HCH	0.09	0.72	0.20
pp'DDE	n.c.	n.c.	0.47
op'DDT	0.89	0.76	0.83
pp'DDT	0.74	0.87	0.63
Σ -DDT	0.89	0.92	0.88

n.c.= no fue posible calcular

El coeficiente de correlación para las concentraciones de α -HCH en paja y granos fue de 0.77 mostrando una relación adecuada, mientras que para γ -HCH la correlación no fue significativa ($r=0.16$). El pp'DDE presentó un coeficiente bajo ($r=0.47$) indicando una correlación no adecuada entre las muestras. El coeficiente de correlación para el op'DDT fue 0.83, para el pp'DDT, 0.63, evidenciando una relación adecuada y para Σ -DDT, 0.88, teniendo una relación significativa ($\alpha=0.05$). Los datos presentes en la **tabla IV** muestran la ausencia de procesos uniformes de transporte de los plaguicidas organoclorados desde el suelo hasta los granos. La contaminación de las plantas que crecen en suelos con residuos de plaguicidas, se debe más a los procesos de volatilización y adsorción que a la distribución uniforme a través del sistema de circulación ascendente. Este fenómeno concuerda con las observaciones previas de Waliszewski

(1995) y Leone *et al.* (2001), que indican la disminución de la concentración de plaguicidas organoclorados conforme aumenta la altura de las plantas cultivadas en suelos contaminados.

CONCLUSIONES

Se pudo comprobar la existencia de contaminación del ambiente agrícola mexicano por los residuos de plaguicidas organoclorados y su migración a través de diversos procesos como volatilización, movilización con partículas del suelo y con el transporte interno ascendente de la planta. Los plaguicidas presentes en el aire son adsorbidos por las plantas, mientras que los que se encuentran en el suelo se movilizan mediante el transporte activo dentro de las plantas de trigo, permitiendo su acumulación específica en las semillas. Los análisis indicaron que los granos de trigo pueden contener plaguicidas no utilizados para la protección de las plantas, constituyendo una fuente adicional de contaminación para los consumidores. Los niveles determinados fueron bajos, residuales que no constituyen riesgo a la salud para los consumidores.

REFERENCIAS

- Anónimo (1998). *Minitab statistical software. User's guide 2: Data analysis and quality tools*. Minitab Inc., State College, PA, EUA.
- Bro-Rasmussen F. (1996). Contamination by persistent chemicals in food chain and human health. *Sci. Total Environ.* 188, 45-60.
- Chrostowski P.C. y Foster S.A. (1996). A methodology for assessing congener-specific partitioning and plant uptake of dioxins and dioxin-like compounds. *Chemosphere* 32, 2285-2304.
- Cochran W.G. (1963). *Sampling techniques*. Wiley, Nueva York, pp. 28-63.
- Dawson-Saunders B. y Trapp R.G. (1997). *Bioestadística médica*. El Manual Moderno, México D.F.
- Douben P.E.T., Alcock R.E. y Jones K.C. (1997). Congener specific transfer of PCDD/Fs from air to cow's milk: an evaluation of current modelling approaches. *Environ. Pollut.* 95, 333-344.
- Edwards N.T. (1983). Polycyclic aromatic hydrocarbons (PAH's) in the terrestrial environment—a review. *J. Environ. Qual.* 12, 427-441.
- Jantunen L.M.M., Bidleman T.F., Harner T. y Parkhurst W.J. (2000). Toxaphene, chlordane, and other organochlorine pesticides in Alabama air. *Environ. Sci. Technol.* 34, 5097-5105.
- Leone A.D., Amato S. y Falconer R.L. (2001). Emission of chiral organochlorine pesticides from agricultural soils in the

- cornbelt region of the U.S. *Environ. Sci. Technol.* 35, 4592-4596.
- McCrary J.K., McFarlane C. y Gander L.K. (1990). The transport and fate of 2,3,7,8-TCDD in soybean and corn. *Chemosphere* 21, 359-376.
- McLachlan M.S. (1996). Bioaccumulation of hydrophobic chemicals in agricultural food chains. *Environ. Sci. Technol.* 30, 252-259.
- McLachlan M.S. (1997). A simple model to predict the accumulation of PCDD/Fs in agricultural food chain. *Chemosphere* 34, 1263-1276.
- Nakamura M., Suda R., Matsueda T., Karokawa Y., Takada S. y Fukamachi K. (1995). Uptake of PCDDs and PCDFs by radish plant. *Organohalogen Compd.* 24, 497-500.
- Nerin C., Polo T., Domeño C. y Echarri I. (1996). Determination of some organochlorine compounds in the atmosphere. *Intern. J. Environ. Anal. Chem.* 65, 83-94.
- Rüdel H. (1997). Volatilisation of pesticides from soil and plant surfaces. *Chemosphere* 35, 143-152.
- Schroll R., Bierling B., Cao G., Dorfler U., Lahaniati M., Langenbach T., Scheunert I. y Winkler R. (1994). Uptake pathways of organic chemicals from soil by agricultural plants. *Chemosphere* 28, 297-303.
- Schweizer A., Turgut C. y Hurle K. (2000). Untersuchung zur Verflüchtigung von Pflanzenschutzmitteln von Pflanzenoberflächen in Abhängigkeit von Temperature und relativer Luftfeuchte. *Z. PflKrankh. PflSchutz. XVII*, 791-798.
- Simonich S.L. y Hites R.A. (1994). Importance of vegetation in removing polycyclic aromatic hydrocarbons from the atmosphere. *Nature* 370, 49-51.
- Smith K.E.C., Green M., Thomas G.O. y Jones K.C. (2001a). Behavior of sewage sludge-derived PAHs on pasture. *Environ. Sci. Technol.* 35, 2141-2150.
- Smith K.E.C., Thomas G.O. y Jones K.C. (2001b). Seasonal and species differences in the air-pasture transfer of PAHs. *Environ. Sci. Technol.* 35, 2156-2165.
- Steinwandter H. (1976). Zum Lindanmetabolismus an Pflanzen. I. Bildung von alfa-HCH. *Chemosphere* 4, 221-225.
- Tomlin C.D.S. (2000). *The pesticide manual*. Twelfth edition, British Crop Protection Council, pp. 254-256, 502-504
- Trapp S. y Matthies M. (1997). Generic one-compartment model for uptake of organic chemicals by foliar vegetation. *Environ. Sci. Technol.* 29, 2333-2338.
- Wagrowski D.M. y Hites R.A. (1997). Polycyclic aromatic hydrocarbon accumulation in urban, suburban, and rural vegetation. *Environ. Sci. Technol.* 31, 279-282.
- Waliszewski S.M. (1993). Residues of lindane, HCH isomers and HCB in the soil after lindane applications. *Environ. Pollut.* 82, 289-293.
- Waliszewski S.M. (1995). HCH isomers and HCB residues in root vegetables after the application of Lindane (γ -HCH) to the soil. *Rev. Int. Contam. Ambient.* 11, 13-19.
- Waliszewski S.M. y Szymczynski G.A. (1982). Simple, low-cost method for determination of selected chlorinated pesticides in fat samples. *J. Assoc. Off. Anal. Chem.* 65, 677-679.
- Waliszewski S.M. y Szymczynski G.A. (1983). Determination of selected chlorinated pesticides, bound and free in human semen. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 12, 577-580.
- Waliszewski S.M. y Szymczynski G.A. (1985). Inexpensive, precise method for the determination of chlorinated pesticide residues in soil. *J. Chromatogr.* 321, 480-483.
- Waliszewski S.M. y Szymczynski G.A. (1990). Determination of phthalate esters in human semen. *Andrologia* 22, 69-73.
- Waliszewski S.M., Szymczynski G.A. y Rogowska Z. (1985). Rapid and low-cost method for monitoring determination of selected chlorinated pesticides in feed mixtures. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 34, 518-526.
- Waymann B. y Rüdel H. (1995). Influence of air velocity, application dose, and test area size on the volatilisation of lindane. *Intern. J. Environ. Anal. Chem.* 58, 371-378.
- Wild S.R. y Jones K.C. (1991). Studies on the polynuclear aromatic hydrocarbon content of carrots (*Daucus carota*). *Chemosphere* 23, 243-251.