

Comparación de los riesgos que representa el programa de control mediante aspersión con glifosato para los anfibios, versus los riesgos de las actividades físicas y químicas de la producción de coca en Colombia

Richard A. Brain¹ and Keith R. Solomon²

¹Department of Environmental Studies, Baylor University, Waco, Texas, USA, 76798-7388. ²Department of Environmental Biology, University of Guelph, Guelph, Ontario, Canada N1G 2W1

Este estudio evalúa el impacto acumulativo multifactorial, físico y químico sobre las poblaciones de anfibios resultante de la producción de coca, comparado con el posible impacto que causa el herbicida glifosato (Glyphos®) mezclado con el surfactante Cosmo-Flux® empleado en Colombia en el programa de control de cultivos ilícitos mediante aspersión. Utilizando supuestos semejantes del peor de los casos de exposición, algunos plaguicidas empleados para la producción de coca, incluidos mancozeb, lambda cihalotrina, endosulfán, diazinón, malatión y clorpirifos, fueron hasta 10-100 veces más tóxicos para las ranas que la mezcla Glyphos®-Cosmo-Flux®. Al comparar los índices de riesgo según las dosis de aplicación, algunos de estos compuestos demostraron 3-383 veces los riesgos del glifosato formulado. También preocupan los efectos secundarios de los plaguicidas, particularmente los de los insecticidas, ya que estos agentes atacan selectivamente la fuente primaria de alimento de los anfibios, pudiendo tener impacto indirecto sobre su crecimiento y desarrollo.

Aunque el potencial impacto químico de los demás plaguicidas es considerable, las actividades físicas asociadas a la producción de coca, en particular la deforestación de los bosques primarios para nuevos lotes de coca, suponen el mayor peligro para las poblaciones de anfibios. El ciclo completo de producción de cocaína se ha asociado a la degradación del ecosistema. La tala de bosques primarios para la propagación de la coca en Colombia está bien documentada y estas regiones característicamente coinciden con las que contienen una excepcional biodiversidad de anfibios.

Esto es particularmente preocupante ya que la producción de coca invade cada vez más profundamente las áreas distantes del bosque húmedo tropical. El transporte de enfermedades a estas regiones remotas a través de la intrusión humana, incluyendo el hongo quitridio, también puede afectar adversamente las poblaciones de anfibios. Por lo anterior, se considera que el impacto acumulativo de la producción de coca, a través de la destrucción del hábitat, de la aplicación de agroquímicos y de la potencial transmisión de enfermedades, implica mayores riesgos para las poblaciones de anfibios en las regiones productoras de coca que el programa de control con aspersión de glifosato.

En Colombia, la producción de coca es un asunto de seguridad nacional que ha motivado la adopción de grandes medidas. Actualmente, en el programa de erradicación ejecutado por la Dirección de Antinarcóticos de la Policía Nacional de Colombia (PN-DIRAN) se emplea el herbicida glifosato para controlar la producción de coca (*Erythroxylum coca*). Por otra parte, el esfuerzo es apoyado a través de información obtenida de países de Norteamérica y Europa (Solomon et al., 2007). En torno al programa de control mediante aspersión han surgido algunos temores, que van desde el daño de los cultivos periféricos hasta los efectos adversos en el medio ambiente y en la salud humana. El Gobierno de Colombia ha reaccionado a ellos nombrando un auditor ambiental independiente para revisar el programa (Solomon et al., 2007). En conjunto con la PN-DIRAN se revisan las áreas asperjadas y las no asperjadas y los resultados de la aspersión se monitorean regularmente a través de revisiones de campo y análisis de información. Adicionalmente, la Comisión Interamericana para el Control del Abuso de Drogas (CICAD) de la Organización de Estados Americanos (OEA) ha llevado a cabo tres revisiones detalladas de las sustancias utilizadas en la producción de cocaína (Solomon et al., 2007). Es de particular interés la posible toxicidad de algunas formulaciones del glifosato para los anfibios, identificada en estas revisiones.

Recibido el x de julio de 2008; aceptado el xx yy 2008

© Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos, 2009. Este trabajo fue preparado como parte del Estudio titulado "La Producción de Drogas Ilícitas, el Medioambiente y la Salud Humana," financiado con contribuciones de los Gobiernos de Colombia y de los Estados Unidos de América. Las conclusiones y opiniones expresadas en el mismo pertenecen a los autores y no necesariamente representan las de la Organización de los Estados Americanos o su Secretaría General, la cual, a la fecha de adquisición de los derechos de autor, no ha formulado ninguna opinión respecto de aquellas.

Dirección de correspondencia: Dr. R A Brain, Department of Environmental Studies, Baylor University, Waco, Texas, USA, 76798-7388, Phone: 1-254-710-2625, Fax: 1-254-710-2969

E-mail: richard.brain@baylor.edu

Para estudiar adecuadamente los posibles efectos tóxicos del glifosato sobre las ranas y otros anfibios, es necesario evaluar los riesgos sobre estos organismos, en el contexto de los efectos de otros plaguicidas y de las actividades asociadas con la producción de coca. En la producción de coca se emplean otros plaguicidas y sustancias, muchos de éstos peligrosos para los organismos acuáticos cuando se aplican en el agua a las dosis recomendadas en el terreno (CICAD/OAS 2005). Esta evaluación considera específicamente los riesgos que representan estos otros plaguicidas en los estadios acuáticos de los anfibios y sus efectos indirectos sobre los organismos utilizados como alimento por los anfibios adultos. También se consideran las actividades físicas destructivas asociadas a la producción de coca. Los efectos de la alteración del hábitat en las poblaciones de anfibios están bien documentados (Becker et al., 2007) y la tala y quema de los bosques tropicales, tal como ocurren cuando se establecen nuevos campos de coca, tienen profundos efectos adversos, directos e indirectos, sobre estos organismos (Hedges 1993, Viña et al., 2004). Dado que la alteración del hábitat es considerada como el mayor factor responsable del descenso mundial de los anfibios (Hedges 1993), la extensa pérdida de bosque húmedo tropical en Colombia debida a la producción de coca es de interés primordial ya que estas áreas de deforestación típicamente coinciden o están cercanas a áreas que contienen una biodiversidad de anfibios excepcional (Myers et al., 2000, Etter et al., 2006). Otras actividades humanas pueden contribuir también a los efectos adversos en las ranas. Algunas enfermedades se han asociado con la extinción de varias ranas y también se han considerado los posibles efectos de la quitridiomycosis, enfermedad por hongos recientemente identificada en las ranas. Esta virulenta enfermedad se disemina fácilmente con la actividad humana y puede ser introducida a las nuevas áreas de producción de coca. Dado que esta enfermedad ha causado la extinción de algunas especies de ranas (Berger et al., 1998, Speare 2001), su presencia y diseminación en Colombia pueden tener serias implicaciones para los anfibios, que serán aún mayores con la expansión de la producción de coca en áreas nuevas no desarrolladas.

EFFECTOS DIRECTOS SOBRE LOS ANFIBIOS DE OTROS PLAGUICIDAS EMPLEADOS EN LA PRODUCCIÓN DE COCA

En la producción de coca en Colombia son utilizados varios plaguicidas (CICAD/OAS 2005). Para evaluar los riesgos en los anfibios, se realizó una búsqueda extensa en la base de datos de ECOTOX (USEPA 2001) y en fuentes primarias y secundarias de la literatura, para obtener información amplia y comparable sobre la toxicidad de estos plaguicidas en

las etapas acuáticas de los anfibios. Para efectos de la comparación, los datos primarios recopilados fueron las cifras de mortalidad, habiéndose encontrado datos de mortalidad aguda para la mayoría de especies consideradas (Tabla 1). Los datos de cada especie se seleccionaron de acuerdo con el tiempo de exposición. Por ejemplo, los datos de toxicidad de exposiciones de 96 h se seleccionaron frente a exposiciones de 48 h, etc. Cuando había múltiples valores reportados, se seleccionaba el valor más bajo (el más tóxico). En los casos en los que se reportaban múltiples valores para un tiempo de exposición dado, se calculó la media geométrica. Para cada plaguicida se calcularon los índices de riesgo (HQs) en múltiples especies de anfibios de acuerdo con la siguiente ecuación: $HQ = PEC/LC50$, en la cual PEC es la concentración ambiental prevista y LC50 es la mediana de la concentración letal. Los valores >1 indican riesgo potencial. Debido a la falta de datos sobre mediciones de la exposición, se calcularon las PECs asumiendo las circunstancias del peor de los casos; aspersión directa de aguas superficiales (15 cm de profundidad) con mezcla rápida, sin absorción en los sedimentos y sin flujo. Se utilizó una profundidad de 15 cm con base en los supuestos adoptados para charcos o pantanos en Canadá y en supuestos similares, adoptados por USEPA (Urban & Cook 1986) para humedales. Estos datos fueron comparados con la toxicidad del glifosato formulado (principalmente Roundup® y Vision®) y la de la mezcla de Glyphos® - Cosmo-Flux® utilizada en Colombia (CICAD/OAS 2006). Los datos de toxicidad se resumen en la Figura 1 y en la Tabla 1, que respectivamente ilustran comparativamente los datos de toxicidad con los márgenes de seguridad asociados y delimitan los índices de riesgo. Otros indicadores de resultado diferentes han sido reportados en la literatura. No obstante, debido a que muchos de éstos no están estandarizados, no se incluyeron en la evaluación del riesgo.

Algunos de los plaguicidas utilizados en la producción de coca son en sí mismos, tanto o más tóxicos para los anfibios que la mezcla Glyphos®-Cosmo-Flux® empleada en Colombia (Tabla 1). Tanto el mancozeb como la lambda cihalotrina fueron inherentemente más tóxicos que el glifosato formulado. Endosulfán, diazinón, malatión y clorpirifos fueron 10 a 100 veces más tóxicos para las ranas que la mezcla Glyphos®-Cosmo-Flux®. La toxicidad del endosulfán es particularmente relevante por la detección que se ha hecho de endosulfán en aguas superficiales de regiones productoras de coca en Colombia, en donde es utilizado ilegalmente (Solomon et al., 2007). El endosulfán no está registrado para uso en Colombia.

La comparación del peor de los casos de exposición que podría resultar de una aspersión de aguas superficiales de 15 cm de profundidad con una dosis de

Tabla 1.

Datos de toxicidad e índices de riesgo (HQ) para los anfibios expuestos a diferentes plaguicidas. Los datos representan los valores de la LC50 (mediana de la concentración letal). Sólo se reportan los valores más bajos (mayor toxicidad). Los índices de riesgo fueron calculados como la relación de la concentración ambiental prevista (PEC) y la LC50, donde los valores >1 indican riesgo potencial.

Nombre común	Nombre científico	Estadio vital	Tiempo de exposición	Conc. en µg/L	Tipo de exposición	Referencia	PEC en µg/L	HQ
Glifosato formulado¹								
Sapo americano	<i>Bufo americanus</i>	Larva	96 h	1700	Renovada	(Edginton et al., 2004)	2473	1.5
Ranita	<i>Crinia insignifera</i>	Renacuajo	48 h	3600	Renovada	(Mann & Bidwell 1999)	2473	0.7
Rana	<i>Heleioporus eyrei</i>	Renacuajo	48 h	6300	Renovada	(Mann & Bidwell 1999)	2473	0.4
Rana arbórea verde del Oeste	<i>Litoria moorei</i>	Renacuajo	48 h	2487	Renovada	(Mann & Bidwell 1999)	2473	1.0
Rana	<i>Lymnodynastes dorsalis</i>	Renacuajo	48 h	2548	Renovada	(Mann & Bidwell 1999)	2473	1.0
Rana Toro	<i>Rana catesbeiana</i>	?	24 h	2072	Estática	(Clements et al., 1997)	2473	1.2
Rana verde	<i>Rana clamitans</i>	Larva	96 h	1400	Renovada	(Edginton et al., 2004)	2473	1.8
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Larva	96 h	1100	Renovada	(Edginton et al., 2004)	2473	2.2
Rana de madera	<i>Rana sylvatica</i>	Gosner 25	96 h	5100	Estática	(Howe et al., 2004)	2473	0.5
Rana de uñas africana	<i>Xenopus laevis</i>	Larva	96 h	670	Renovada	(Edginton et al., 2004)	2473	3.7
Rana trepadora holicuda	<i>Scinax nasicus</i>	?	96 h	815	Renovada	(Lajmanovich et al., 2003)	2473	3.0
2,4-D								

Sapo del sudeste asiático, Sapo asiático, Sapo de casa, Sapo de gafas oscuras, Sapo de espinas negras, Sapo común indio.	<i>Bufo melanostictus</i>	Larva	96 h	8050	Estática	(Vardia et al., 1984)	1541	0.2
Rana de estribillo, rana de coro del Oeste	<i>Pseudacris triseriata</i>	Renacuajo	96 h	100000	Estática	(Johnson 1976)	1541	0.02
Rana de colmillos	<i>Adelotus brevis</i>	Renacuajo	96 h	200000	Estática	(Johnson 1976)	1541	0.008
Rana de Brown	<i>Limnodynastes peroni</i>	Renacuajo	96 h	287000	Estática	(Johnson 1976)	1541	0.005
Sapo gigante o sapo marino, sapo de caña	<i>Bufo marinus</i>	Renacuajo	96 h	288000	Estática	(Johnson 1976)	1541	0.005
Atrazina								
Sapo americano	<i>Bufo americanus</i>	Larva	96 h	10700	Renovada	(Howe et al., 1998)	871	0.08
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Larva	96 h	14500	Renovada	(Howe et al., 1998)	871	0.06
Carbendazim								
Sapo japonés	<i>Bufo bufo japonicus</i>	Renacuajo	96 h	3500	Estática	(Nishiuchi & Yoshida 1974)	402	0.1
Rana hexadactyla	<i>Rana hexadactyla</i>	Renacuajo	96 h	16020	Renovada	(Khangarot et al., 1985)	402	0.03
Rana de arrozal	<i>Rana limnocharis</i>	Renacuajo	48 h	173786	NR	(Pan & Liang 1993)	402	0.002
Carbofurán								
Rana de arrozal	<i>Rana limnocharis</i>	Renacuajo	48 h	11226	NR	(Pan & Liang 1993)	670	0.06
Rana	<i>Microhyla ornata</i>	Renacuajo	96 h	13470	Renovada	(Pawar & Matdare 1984)	670	0.05
Rana hexadactyla	<i>Rana hexadactyla</i>	Renacuajo	96 h	112700	Renovada	(Khangarot et al., 1985)	670	0.006
Carbaril								
Rana de uñas africana	<i>Xenopus laevis</i>	Renacuajos	96 h	1730	Estática	(Zaga et al., 1998)	1340	0.8
Rana arborea gris	<i>Hyla versicolor</i>	Renacuajos	96 h	2470	Estática	(Zaga et al., 1998)	1340	0.5
Rana tigrina	<i>Rana tigrina</i>	Renacuajo	96 h	6200	Estática	(Marian et al., 1983)	1340	0.2
Sapo japonés	<i>Bufo bufo japonicus</i>	Renacuajo	48 h	7200	Estática	(Hashimoto & Nishiuchi 1981)	1340	0.2
Rana verde	<i>Rana clamitans</i>	Renacuajo	96 h	11320	Estática	(Boone & Bridges 1999)	1340	0.1
Rana tigrina	<i>Rana tigrina</i>	Renacuajo	96 h	11700	Estática	(Marian et al., 1983)	1340	0.1

Rana hexadactyla	<i>Rana hexadactyla</i>	Renacuajo	96 h	55340	Renovada	(Khangarot et al., 1985)	1340	0.02
Clorpirifos								
Sapo americano	<i>Bufo americanus</i>	Renacuajo	96 h	1	NR	(Cowman & Mazanti 2000)	1005	1005
Salamandra marmórea	<i>Ambystoma opacum</i>	Renacuajo	NR	325	NR	(Sheffield 2000)	1005	3.1
Rana de uñas africana	<i>Xenopus laevis</i>	Renacuajo	NR	390	NR	(Sheffield 2000)	1005	2.6
Rana árborea	<i>Hyla chrysoscelis</i>	Renacuajo	NR	760	NR	(Sheffield 2000)	1005	1.3
Rana utricularia	<i>Rana utricularia</i>	Renacuajo	NR	1000	NR	(Sheffield 2000)	1005	1.0
Rana de arrozal	<i>Rana limnocharis</i>	Renacuajo	48 h	2401	NR	(Pan & Liang 1993)	1005	0.4
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Renacuajo	96 h	3000	NR	(Cowman & Mazanti 2000)	1005	0.3
cis-Cipermetrina²								
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Rana	24 h	0.16 (µg/g)	Inyección subcutánea	(Cole & Casida 1983)	-	-
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Renacuajo	24 h	0.04 (µg/g)	Inyección subcutánea	(Cole & Casida 1983)	-	-
trans-Cipermetrina²								
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Renacuajo	24 h	0.2 (µg/g)	Inyección subcutánea	(Cole & Casida 1983)	-	-
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Rana	24 h	0.65 (µg/g)	Inyección subcutánea	(Cole & Casida 1983)	-	-
Diazinón								
Rana verde	<i>Rana clamitans</i>	Embriones - Renacuajos	96 h	25	Renovada	(Harris et al., 1998)	402	16
Rana de arrozal	<i>Rana limnocharis</i>	Renacuajo	48 h	4477	NR	(Pan & Liang 1993)	402	0.09
sapo japonés	<i>Bufo bufo japonicus</i>	Renacuajo	48 h	14000	Estática	(Hashimoto & Nishiuchi 1981)	402	0.03
Endosulfán								
Rana tigrina	<i>Rana tigrina</i>	Renacuajo	96 h	1.8	NR	(USEPA 2001)	1675	931
Rana de arrozal	<i>Rana limnocharis</i>	Renacuajo	48 h	12	NR	(USEPA 2001)	1675	140

Sapo del sudeste asiático, Sapo asiático, Sapo de casa, Sapo de gafas oscuras, Sapo de espinas negras, Sapo común indio.	<i>Bufo melanostictus</i>	Renacuajo	96 h	123	NR	(USEPA 2001)	1675	14
Sapo	<i>Bufo vulgaris formosus</i>	Renacuajo	24 h	1946	NR	(USEPA 2001)	1675	0.9
Rana verde	<i>Rana clamitans</i>	Renacuajo	96 h	7431	NR	(USEPA 2001)	1675	0.2
Sapo japonés	<i>Bufo bufo japonicus</i>	Renacuajo	48 h	9000	Estática	(Hashimoto & Nishiuchi 1981)	1675	0.2
Lambda Cihalotrina								
Rana de uñas africana	<i>Xenopus laevis</i>	Renacuajos	168 h	4	Renovada	(Aydin et al., 2005)	13.4	3.4
Malatión								
	<i>Rana hexadactyla</i>	Renacuajo	96 h	0.59	Renovada	(Khangarot et al., 1985)	838	1420
Rana de estribillo, rana de coro boreal	<i>Pseudacris triseriata</i>	Renacuajo	96 h	200	Estática	(USEPA 2001)	838	4.2
Rana de estribillo, rana de coro del Oeste	<i>Pseudacris triseriata triseriata</i>	Renacuajo	96 h	200	Estática	(Sanders 1970)	838	4.2
Sapo de Fowler	<i>Bufo woodhousei fowleri</i>	Renacuajo	96 h	420	Estática	(Mayer & Ellersieck 1986)	838	2.0
Rana de arrozal	<i>Rana limnocharis</i>	Renacuajo	48 h	2271	NR	(Pan & Liang 1993)	838	0.4
Sapo común, sapo argentino, sapo del Río de La Plata	<i>Bufo arenarum</i>	Larva	NR h	19200	Renovada	(Venturino et al., 1992)	838	0.04
Mancozeb								
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Embriones	96 h	200	Renovada	(Harris et al., 2000)	2412	12
Sapo americano	<i>Bufo americanus</i>	Embriones	96 h	1400	Renovada	(Harris et al., 2000)	2412	1.7
Metomil								
Sapo	<i>Bufo vulgaris formosus</i>	NR	24 h	23000	NR	(Nishiuchi 1980b)	670	0.03
Rana de arrozal	<i>Rana limnocharis</i>	Renacuajo	48 h	27161	NR	(USEPA 2001)	670	0.02
Sapo japonés	<i>Bufo bufo japonicus</i>	Renacuajo	48 h	40000	Estática	(Hashimoto & Nishiuchi 1981)	670	0.02
Metil Paratión								

Rana de estribillo, rana de coro boreal	<i>Pseudacris triseriata</i>	Renacuajo	96 h	3700	Estática	(Mayer & Ellersieck 1986)	670	0.2
Rana tigrina	<i>Rana tigrina</i>	Renacuajo	96 h	9500	Estática	(Alam & Shafi 1991)	670	0.07
Rana de arrozal	<i>Rana limnocharis</i>	Renacuajo	48 h	11482	NR	(Pan & Liang 1993)	670	0.06
Paraquat								
Rana leopardo	<i>Rana pipiens</i>	Embrión	96 h	500	Renovada	(Linder et al., 1990)	670	1.3
Sapo japonés	<i>Bufo bufo japonicus</i>	NR	24 h	2500	Estática	(Nishiuchi 1980a)	670	0.3
Rana de uñas africana	<i>Xenopus laevis</i>	Embrión	96 h	8100	Renovada	(Linder et al., 1990)	670	0.08
Sapo de Fowler	<i>Bufo woodhousei fowleri</i>	Renacuajo	96 h	15000	Estática	(Mayer & Ellersieck 1986)	670	0.04
Rana trepadora hocicuda	<i>Scinax nasica</i>	Renacuajo	96 h	21990	Renovada	(Lajmanovich et al., 1998)	670	0.03
Rana de estribillo, rana de coro boreal	<i>Pseudacris triseriata</i>	Renacuajo	96 h	28000	Estática	(Mayer & Ellersieck 1986)	670	0.02
Rana de estribillo, rana de coro del Oeste	<i>Pseudacris triseriata triseria</i>	Renacuajo	96 h	28000	Estática	(Sanders 1970)	670	0.02
Rana de líneas café de Brown	<i>Limnodynastes peroni</i>	Renacuajo	96 h	100000	Estática	(Johnson 1976)	670	0.007
Rana de colmillos	<i>Adelotus brevis</i>	Renacuajo	96 h	262000	Estática	(Johnson 1976)	670	0.003

¹ Todas las concentraciones de glifosato formulado están expresadas como equivalente ácido (AE)

² Datos reportados como la LD50 en µg/g

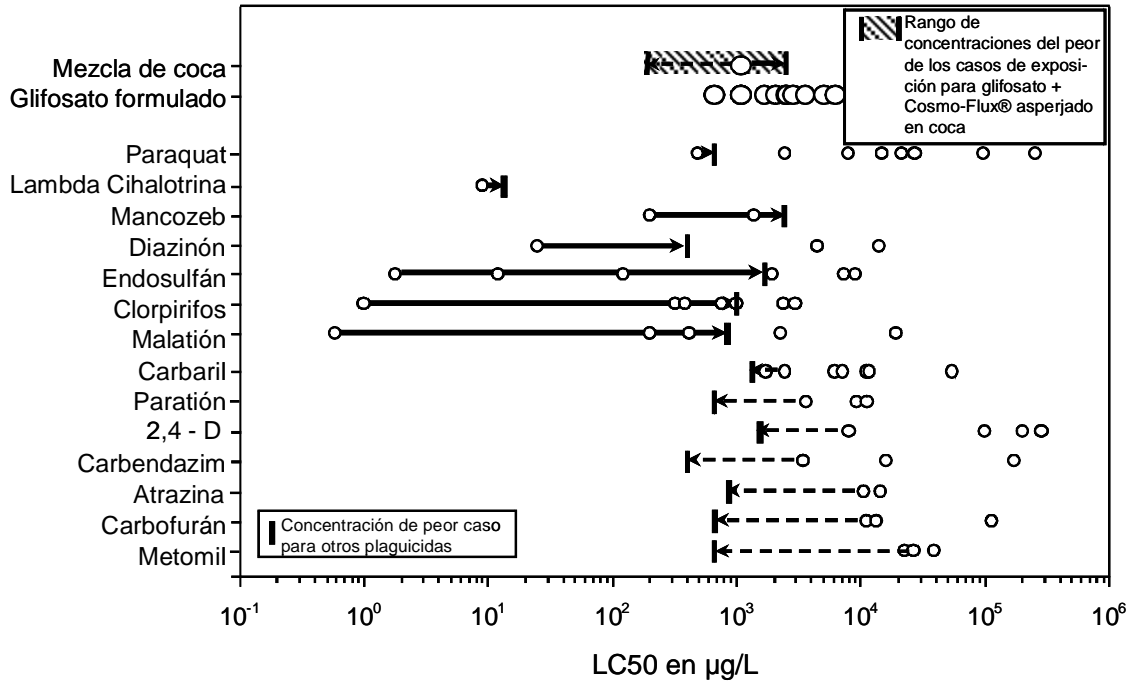


Fig. 1. Toxicidad en los anfibios de la mezcla de aspersión Glyphos® y Cosmo-Flux®, de glifosato formulado (principalmente Roundup® y Vision®) y otros plaguicidas empleados en la producción de coca. Los datos para la mezcla de Glyphos® y Cosmo-Flux® (mezcla para la coca) provienen de pruebas en *Xenopus laevis*. Cada punto en la gráfica representa una especie diferente de anfibio. Los datos de glifosato están todos normalizados a equivalente ácido (a.e.), otros datos se presentan con ingrediente activo (IA). Las flechas punteadas horizontales señalando a la izquierda indican márgenes de seguridad entre concentraciones LC50 para *X. laevis* (Glyphos® más Cosmo-Flux®) o las especies más sensibles (otros productos) y una exposición estimada, la flechas continuas señalan a la derecha indicando un riesgo.

aplicación típica (CICAD/OAS 2006) (Figura 1), muestra que las concentraciones que se predicen para aguas superficiales en los campos de coca o cerca de ellos, son mayores que las concentraciones LC50 para mancozeb, diazinón, endosulfán, clorpirifos y malatión. Al comparar los valores de HQ de acuerdo con las dosis de aplicación, estos compuestos presentaron 3,2; 4,3; 251; 271 y 383 veces más riesgo máximo que el glifosato formulado. La lambda cihalotrina y el paraquat también demostraron riesgo bajo circunstancias de peor caso. Lo anterior sugiere que estos plaguicidas en particular pueden tener efectos adversos directos sobre los anfibios a través de su uso para protección de la coca contra infestaciones de plagas. Algunos reportes de la literatura sustentan los posibles efectos adversos de estos insecticidas en las ranas. Por ejemplo, el análisis de datos históricos de aplicación de plaguicidas ha asociado los insecticidas organofosforados y carbamatos con el descenso de cuatro anfibios de California (Davidson 2004). En la literatura no se dispone de los valores de toxicidad para anfibios de algunos de los demás plaguicidas empleados en la producción de coca, como es el caso del monocrotofos. Éstos también pueden presentar riesgos para los anfibios en los campos de coca o en sus cercanías, pero no se pueden evaluar por falta de datos. Algunos otros plaguicidas utilizados

en la producción de coca fueron menos tóxicos para los anfibios y representan un riesgo menor (Figura 1 y Tabla 1). Incluyen 2,4-D, atrazina, carbaril, carbendazim, carbofurán, metomil y paratión.

Davidson (2004) encontró en áreas montañosas de California, una fuerte asociación entre el uso de plaguicidas en dirección contraria al viento y el descenso de los anfibios, hallazgo que fue consistente en varias especies diferentes que representaban por lo menos tres rangos independientes. Para cuatro especies ránidas, los plaguicidas fueron la variable simple explicatoria más fuerte en simulaciones de modelo y fue consistente la relación entre el descenso y el uso del plaguicida en contra del viento (Davidson 2004). En el análisis de las clases de plaguicidas, los inhibidores de la colinesterasa aparecían como los más fuertemente asociados a este descenso (Davidson 2004). En la rana de árbol del Pacífico (*Hyla regilla*) que no muestra descenso, se han medido niveles bajos de colinesterasa en la Sierra Nevada (en el sentido del viento desde el fuertemente agrícola Valle Central (EEUU)) en comparación con la Cordillera de la Costa (baja exposición a plaguicidas), lo cual sugiere que los niveles más bajos de colinesterasa en las ranas de árbol de la Sierra Nevada pueden deberse a la exposición a plaguicidas inhibidores de la colinesterasa (Sparling et al., 2001).

Lips (Lips 1998) condujo censos de fauna anfibia en Las Tablas, Provincia de Puntarenas, Costa Rica, desde 1991 a 1996 y encontró tendencias de descenso o fluctuaciones “atípicas” en las poblaciones de ranas y salamandras, entre las cuales las especies con huevos y larvas acuáticos eran las más afectadas. Se sugirió que la contaminación ambiental era el factor primario asociado a estos descensos, particularmente los agroquímicos, algunos de los cuales han sido prohibidos en los Estados Unidos y Europa pero siguen siendo ampliamente utilizados en los países en desarrollo del trópico (Lips 1998). Lips (1998) observó un sesgo inusual en la proporción de hembras en las poblaciones de ranas *Atelopus chiriquiensis* e *Hyla calypsa* en 1996, donde incidentalmente se sospechó que, de tres compuestos químicos comunes asperjados en los huertos de manzanas en Las Tablas, dos (mancozeb y benomil) tenían efectos reproductivos y endocrinos. Es probable que las diferentes especies presenten diferentes síntomas y susceptibilidad por exposición a una variedad de plaguicidas, ya que estos parámetros varían notoriamente en los anfibios (Berrill et al., 1994).

EFFECTOS INDIRECTOS DE OTROS PLAGUICIDAS

Muchos de los plaguicidas utilizados en la producción de coca son insecticidas (CICAD/OAS 2004, 2005). El uso de estos insecticidas para proteger la coca, va a aniquilar de manera inadvertida a aquellos insectos que constituyen alimento para los anfibios adultos cuyo hábitat está en los campos de coca y sus márgenes. En consecuencia, aunque algunos insecticidas tienen poca toxicidad directa sobre las ranas (Figura 1) pueden tener efectos adversos en ellas al disminuir la disponibilidad de alimento. No obstante, los efectos indirectos de la oferta de alimentos en la abundancia de la población anfibia, ocasionados por los plaguicidas, han sido poco estudiados. Westerman et al., (2003) clasificaron la disminución o alteración de la oferta de alimentos como un estresor biológico, la disminución o cambio en la oferta de alimentos, como es el caso de la disminución de insectos debida a la aplicación de plaguicidas o la reducción de algas debida a la aplicación de herbicidas acuáticos. La eliminación de la base alimentaria es considerada por Henry (2000) como un efecto primario de los herbicidas y los insecticidas, pero no presenta ejemplos. Algunos estudios documentan el impacto de los plaguicidas en los estadios larvarios (Boone & Semlitsch 2001) debido a la modificación indirecta de sus fuentes de alimento; sin embargo prácticamente no hay información disponible sobre los efectos de los plaguicidas en las fuentes de alimento de las ranas adultas, por ejemplo, en los insectos. Considerando que el objetivo biológico de los insecticidas involucra la dieta primaria de los anfibios, particularmente de las ranas, es preocupante la

falta de datos sobre la cascada de la red alimentaria con respecto a los insecticidas. Un ejemplo de los efectos indirectos ha sido demostrado para el insecticida carbaril y el herbicida atrazina en la masa corporal, desarrollo y supervivencia de dos especies de anuros (rana leoparda del sur, *Rana sphenoccephala*; Sapo americano, *Bufo americanus*) y dos especies de caudados (salamandra moteada, *Ambystoma maculatum*; salamandra de boca chica, *A. texanum*) criadas en un mesocosmos exterior en un tanque para ganado (Boone & Semlitsch 2001). Después del tratamiento con carbaril, se eliminó el zooplancton, lo cual probablemente ocasionó el impacto negativo encontrado en el crecimiento y desarrollo de las salamandras moteadas. Si se reducen o eliminan las poblaciones de zooplancton, la exposición a los insecticidas podría llevar a una falla reproductiva y al subsiguiente descenso en la población de especies carnívoras de anfibios (Boone & Semlitsch 2001).

TENDENCIAS EN EL DESCENSO DE ANFIBIOS

A finales de los 1980s Norman Myers estableció el término “áreas calientes (*hotspots*) de biodiversidad” para diferenciar un conjunto global de ecorregiones terrestres de alta prioridad para conservación (Myers 1988). Este enfoque identifica una ecorregión como un “área caliente” basándose en la existencia de concentraciones excepcionales de especies endémicas y en estar experimentando una pérdida excepcional de hábitat (Myers 1988). Los bosques de niebla montanos más bajos (a alturas cercanas a 1300 a 2000 m) de los Andes orientales son considerados un área caliente de biodiversidad y uno de los hábitats más amenazados en la Tierra (Myers 1988). En términos de riqueza de especies, se considera que los Andes tropicales tienen la mayor biodiversidad de todas las especies, particularmente de anfibios, con 604 especies de anfibios endémicos conocidos, cerca de 13% del total mundial (Myers 1988). Colombia está situada en uno de las áreas calientes de biodiversidad y contiene 10% de la biodiversidad del mundo (CICAD/OAS 2004) y cerca de 700 especies de anfibios, la mitad de los cuales son endémicos (J. Lynch, comunicación personal). Por consiguiente, esta región contribuye a la biodiversidad total de la Tierra de manera sustancial, pero al mismo tiempo está sometida a estrés considerable debido a influencias antropogénicas significativas, que incluyen la producción de coca.

De acuerdo con Stuart et al. (2004), 43% de las especies mundiales de anfibios estén experimentando algún tipo de descenso poblacional, 32.5% están amenazadas, 122 especies posiblemente están extintas y la mayoría de pérdidas han ocurrido desde los 1980s. Se ha sugerido que los descensos no son al azar en términos de preferencia ecológica, rango geográfico o asociación taxonómica, y que son más prevalentes entre

las especies montanas Neotropicales asociadas a ríos o arroyos (Stuart et al., 2004). De las 435 especies listadas por la Unión para la Conservación Mundial (IUCN) categorizadas bajo amenaza (descenso rápido) mayor que en 1980, el descenso de 50 especies se atribuye a sobreexplotación, de 183 a reducción del hábitat (sufren una pérdida de hábitat significativa) y 207 sufren un descenso inexplicable (descendiendo a pesar de la permanencia adecuada del hábitat) por razones no completamente comprensibles, aunque la enfermedad y el cambio climático son las causas que se citan comúnmente (Stuart et al., 2004). Los censos llevados a cabo por la Red de Análisis para los Anfibios Neotropicales Amenazados (RANA) sugieren que no existen más comunidades anfibias intactas en la mayoría de tierras altas (> 500m) del Geotrópico (Lips et al., 2005). En Latinoamérica, se han identificado 107 especies de anfibios en descenso, especialmente desde los 1980s, aunque la tendencia continúa (Lips et al., 2005). Muchas extinciones y descensos han tenido lugar en áreas aparentemente primarias y a menudo montanas (Pounds & Crump 1994, Pounds et al., 1997, Young et al., 2001).

EFFECTO DE LA DEFORESTACIÓN PARA LA PRODUCCIÓN DE COCA EN LOS ANFIBIOS

Los cambios en el uso de la tierra con frecuencia se presentan en flujos pasajeros y frentes localizados denominados por Myers (1993) “áreas calientes de deforestación”, que responden al cambio en los determinantes del uso de la tierra (Etter et al., 2006). La posibilidad de que estas ‘áreas calientes de deforestación’ se superpongan a las ‘áreas calientes de biodiversidad’ es de gran importancia en la planeación de la conservación (Myers et al., 2000, Etter et al., 2006). Las fuerzas determinantes de los cambios en la cubierta de la tierra, especialmente la deforestación, se reportan como resultantes de la interacción compleja entre los procesos sociopolíticos y económicos (Etter et al., 2006). Desde finales de los 1980s, tres fuerzas principales han determinado el proceso de colonización en Colombia: la carencia de tierras, los cultivos ilícitos (especialmente coca) y la presencia de la guerrilla (Etter et al., 2006).

Deforestación y anfibios

Se considera que la destrucción del hábitat es el principal factor individual responsable del descenso de los anfibios y de otros organismos en la Tierra (Hedges 1993). La deforestación expone a los anfibios terrestres a regímenes microclimáticos severamente alterados; la compactación y desecación del suelo reducen la complejidad del hábitat y aumentan su cantidad de márgenes, todo lo cual disminuye la humedad disponible y aumenta las temperaturas extremas, la radiación solar y la alteración de los vientos en

comparación con el interior del bosque (Alford & Richards 1999, Boone et al., 2003). Debido a que muchos anfibios pasan la mayor parte de su vida en hábitats terrestres, el resultado de estos cambios puede ser la extinción de algunas especies, la alteración en la cantidad o la disminución de la calidad del hábitat individual (Hedges 1993). Adicionalmente, los anfibios en etapa acuática están expuestos a ambientes de ríos o arroyos con sedimentación aumentada y disminución de los detritos de madera (Alford & Richards 1999). Aunque las poblaciones se pueden recuperar a medida que maduran los bosques en regeneración, la recuperación hasta los niveles previos a la alteración puede tomar muchos años y no presentarse del todo si los bosques mixtos son remplazados por monocultivos (Alford & Richards 1999). Hedges (1993) señala que aproximadamente 65% de los bosques tropicales han sido destruidos, con un descenso probablemente proporcional en el número de individuos de los anfibios asociados al bosque. Hasta ahora, la supervivencia de las especies nativas no se ha afectado notoriamente y, a diferencia de la disminución en el número de individuos, se espera que ésta no sea una función lineal de la disminución en la cubierta del bosque (Hedges 1993). Por consiguiente, el número de especies existentes no debería mostrar un descenso significativo hasta que los niveles de cubierta del bosque se hagan muy pequeños, momento en el cual debe ocurrir la extinción (Hedges 1993). Algunas extinciones ocurrirán antes de ese momento debido a las tasas desiguales de deforestación en diferentes áreas y a los efectos estocásticos, mientras que aquellas especies que puedan sobrevivir sin la cubierta del bosque continuarán existiendo (Hedges 1993). La sensibilidad de los anfibios habitantes del bosque a los cambios en su medio ambiente los convierte en valiosos indicadores de la degradación del bosque (Bishop et al., 2003).

Al considerar como determinante la producción de coca, en ambientes montanos de difícil acceso se puede asumir como improbable la depelación de la cubierta del bosque hasta el punto de extinción. Este enunciado sostiene que, ante la probabilidad de que la destrucción del bosque no sea de un área mayor al hogar o al rango potencial migratorio de las especies en cuestión, se puede esperar que se conserve la cantidad de hábitat suficiente para refugio. Sin embargo, cada año se destruyen miles de kilómetros cuadrados de bosque en las regiones de bosque montano de Colombia (UNODC 2006), las cuales son dominadas por especies con rangos pequeños, de sólo decenas a centenas de kilómetros cuadrados (NatureServe 2004). Se ha reportado que en las estribaciones amazónicas en los Departamentos del Caquetá y Putumayo en Colombia hay gran riqueza de especies y niveles altos de endemismo, sin embargo, la tasa promedio anual de tala para el Caquetá durante 1989-2002 fue de 25.000 ha,

con un pico de 41.000 ha durante 1996-1999 (Etter et al., 2006). Adicionalmente, aunque los bosques húmedos tropicales son resilientes y ciertas características se pueden restablecer en periodos de 65 años, el tiempo requerido para alcanzar los niveles de endemismo está entre mil y cuatro mil años (Liebsch et al., 2008). Por consiguiente, ante la especificidad regional de la producción de coca, ciertas áreas de cultivo intenso como las de los Departamentos colombianos de Nariño y Putumayo (UNODC 2006) pueden experimentar niveles proporcionales de deforestación y de erradicación de especies influyentes. Este panorama se amplía cuando se consideran en conjunto la transmisión de enfermedades o el estrés químico asociado a la producción de coca y el estrés físico del hábitat alterado.

En la Española, algunas especies de ranas asociadas con ríos o arroyos parecen estar disminuidas respecto a años anteriores, en cuanto estos hábitats ribereños han sido muy afectados por la deforestación (Hedges 1993). La eliminación del bosque ocasiona inundaciones frecuentes alternadas con periodos secos y obstrucción de los lechos de los ríos o arroyos con lodo y detritos (Hedges 1993). Es probable que la deforestación haya afectado a estos anuros asociados a ríos o arroyos más que a otras especies (Hedges 1993). Este puede ser un aspecto clave de los potenciales efectos deletéreos en los bosques montanos de Colombia, a medida que el efecto localizado (deforestación) se extienda a un área potencialmente mayor del hábitat crítico para los anfibios dependientes de ríos o arroyos, particularmente cuando hay requerimientos claves de agua de nivel bajo y flujo controlado, relativamente libre de sedimento (e.g. para evitar el lavado o la sedimentación de las masas de huevos). En Jamaica, cuatro especies (*Eleutherodactylus cavernicola*, *E. fuscus*, *E. junori* and *E. sisyphodemus*) están muy restringidas en la distribución y no se han encontrado comúnmente en sus limitados rangos, en buena medida debido a la deforestación y a la penetración humana en esas áreas, combinadas con los requerimientos especializados de hábitat de la especie (Hedges 1993).

En Guatemala, se calculan 74 especies de anfibios amenazadas, las cuales se consideran primariamente impactadas por los efectos de la deforestación (NatureServe 2004). En Brasil, la pérdida del hábitat es la amenaza más visible y probablemente principal para los anfibios (Silvano & Segalla 2005, Becker et al., 2007). La deforestación, el avance de la frontera agrícola, la minería, los incendios forestales y los proyectos de desarrollo son las principales causas de pérdida del hábitat. Aunque con variaciones en su extensión, todos los biomas brasileños están severamente afectados, especialmente el bosque Atlántico, en el que los fragmentos remanentes

constituyen el 8% del bosque que queda actualmente (Silvano & Segalla 2005).

El desarrollo de la agricultura y otras actividades se puede controlar y restringir a las áreas que no son el hábitat anfibio clave. En cambio, es claro que la deforestación no controlada para la producción de cultivos ilícitos como la coca tendrá un efecto importante en los anfibios en Colombia por la alteración del hábitat.

Deforestación y conflicto armado

La tasa neta de deforestación anual en Colombia alcanzó un pico entre 1996-1999 de aproximadamente 40.400 ha, las cuales han aumentado a partir de las 18.600 ha entre 1989-1996 (Etter et al., 2006). Sin embargo, recientemente la tasa ha declinado a 23.830 ha de 1999-2002 (Etter et al., 2006). Momentáneamente, la disminución en la deforestación de 1999-2002 se ha atribuido en gran medida a las conversaciones de paz con la guerrilla que tuvieron lugar en el Departamento de Caquetá, parte del cual estuvo desmilitarizado (Etter et al., 2006). El período del pico de deforestación coincide con el periodo en el que la economía ilegal de los narcóticos tuvo su auge en la región (UNODC 2004). Aunque las tasas de deforestación han disminuido en promedio en todo Caquetá, los municipios de la Macarena y San Vicente del Caguán fueron responsables de 80% de la tala regional entre 1999-2002 (Etter et al., 2006). Durante esta época, declaraciones del gobierno sugirieron que estos municipios estaban siendo utilizados por los grupos rebeldes para actividades económicas ilegales durante el proceso de paz (Etter et al., 2006). Aunque se ha debatido hasta qué punto tuvo efecto el conflicto armado colombiano en los procesos de deforestación (Dávalos 2001), análisis recientes han mostrado que la mayor deforestación durante el periodo de 1996-1999 se correlacionó con una alta presencia de la guerrilla y una baja presencia del Estado (Etter et al., 2006). La magnitud de los recursos forestales amenazados por el conflicto entre las autoridades locales y los grupos paramilitares en Colombia es significativa. Cerca de 33% de los bosques que subsisten están en municipios con actividad media o alta de los grupos armados y 20 por ciento de ellos están en municipios en los que están presentes la guerrilla y los paramilitares (Álvarez 2001, 2003). Los efectos ambientales de estas disputas por el territorio se han identificado como un factor importante en la degradación del bosque (Cavelier & Etter 1995, Henkel 1995, Young 1996, Álvarez 2006). Etter et al., (2006) sugieren que la presencia de las tropas de la guerrilla constituye un obstáculo importante para manejar la deforestación de manera planificada e impide cualquier forma de planeación y manejo de la conservación.

Producción de coca y deforestación

La degradación de los ecosistemas asociada a la producción de coca y su procesamiento en pasta de cocaína y posteriormente en hidrocloruro de cocaína, constituye uno de los asuntos ambientales actuales más importantes de Latinoamérica (Armstead 1992, Viña et al., 2004). Todo el ciclo de producción de cocaína ha sido vinculado con la degradación del ecosistema y particularmente con la deforestación tropical (Balslev 1993, Viña et al., 2004). En Colombia el efecto ambiental más obvio del cultivo de la coca es la tala de los bosques (UNODC 2006). El bosque húmedo tropical conforma el bioma más grande en Colombia, aunque cerca de 11 de las 44 millones de hectáreas originales se han perdido. Los bosques Subandino y Andino han perdido 60 a 76% de su cubierta original y aunque estas áreas son las partes más densamente pobladas del país, también son áreas favorecidas para la producción de coca (UNODC 2006).

Aunque el cultivo de coca es sólo un factor de deforestación, el área de tierra afectada es significativa. Sin embargo, los cálculos respecto al área total de bosque primario perdido debido a esta actividad varían considerablemente. Los datos más confiables los proporcionan las imágenes satelitales (UNODC 2006). Desde 2000 a 2004, fueron sembradas un total de 413.000 ha de coca en Colombia, un cuarto de las cuales (97.622 ha) se establecieron en áreas de bosque primario talado. Aunque la tasa anual de conversión ha disminuido constantemente en 60% durante este tiempo, en 2004 todavía fueron convertidas 13.202 ha de bosque primario (UNODC 2006). Es probable que varios cientos de miles de hectáreas de bosque hayan sido taladas debido a los efectos directos e indirectos del cultivo de coca antes de 2000, momento en que se dispuso de datos detectados remotamente, aunque no se conocen cifras exactas (UNODC 2006). Sin embargo, se puede calcular el área acumulada de bosque primario perdido por la conversión para producción de coca para el periodo 1990-2004. Asumiendo una tasa anual de deforestación de 13% atribuible directamente al cultivo de coca (UNODC 2006) y aplicando esta proporción a un cambio anual en la cubierta forestal estimado en 190.470 hectáreas/año (UNODC 2006), el cultivo de coca fue responsable de la deforestación de aproximadamente 345.233 hectáreas en este periodo. No obstante, éste es un cálculo conservador toda vez que el área real de bosque primario talado para el cultivo de coca es mayor que el área que está siendo directamente cultivada para este propósito. La tierra utilizada por los productores de coca para cultivos de subsistencia, abandonada después de que el suelo se vuelve infértil, deforestada por los agricultores que abandonan las áreas dominadas por narcotraficantes y terroristas, deforestada por los productores de coca dispersos como resultado de la violencia política y

talada para pistas de aterrizaje (de las que existen más de 100 en un momento dado), laboratorios y campamentos, contribuye al área total deforestada (UNODC 2006). Por consiguiente, el área real deforestada para este periodo de 14 años es probablemente mayor a medio o a un millón de hectáreas. El cultivo de coca en Colombia es dinámico y los factores que incluyen precios favorables, la presión ejercida por los grupos armados sobre los agricultores, la economía legal y las situaciones de crisis temporal pueden todos conducir a un aumento en el área cultivada (UNODC 2007). Inversamente, factores como la erradicación forzada, la aspersión aérea, las mejores condiciones de seguridad y las enfermedades vegetales pueden contribuir a disminuir el área cultivada (UNODC 2007).

EFFECTO DE LAS ENFERMEDADES EN LOS ANFIBIOS

Se ha sugerido que otras actividades humanas son parte responsable de la extinción de las ranas. Estas varían desde la exposición aumentada a radiación ultravioleta debida a la liberación de sustancias que afectan la capa de ozono, hasta la diseminación de enfermedades y la interacción de éstas con el cambio climático. De éstas, una enfermedad micótica, la quitridiomycosis, ha sido identificada como responsable de la extinción de varias especies de ranas. Esta enfermedad fue descrita inicialmente en ranas muertas y moribundas en lugares de mortandad masiva en Australia y Panamá desde 1993 hasta 1998 (Berger et al., 1998). El quitridio que infectó los anfibios de Australia y Centroamérica fue identificado como *Batrachochytrium dendrobatidis*, que tiene poca especificidad de huésped y es probable que infecte cualquier especie de anfibio (Longcore et al., 1999). Se han detectado infecciones en 15 familias de anfibios que incluyen 95 especies (Speare 2001). La quitridiomycosis es una enfermedad infecciosa emergente de los anfibios que ha sido reconocida como tal a nivel mundial (Daszak et al., 1999, Daszak et al., 2003). Esta enfermedad ha sido identificada como un factor clave de amenaza en el Acta de Protección Ambiental y Conservación de la Biodiversidad 1999 de Nueva Zelanda (Speare 2001) y por otros autores (Mendelson et al., 2006).

Aunque la quitridiomycosis no ha sido descrita aún en las ranas de las áreas productoras de coca en Colombia, los humanos son vectores potenciales de la enfermedad al transportar las esporas en la ropa y los equipos (Krajick 2006). Varios estudios indican que la virulencia de la enfermedad micótica quitridiomycosis, una de las causas más comúnmente citadas para el descenso no explicado, es superior en las alturas mayores y entre las especies de las orillas de ríos y arroyos (Stuart et al., 2004). De este modo, las

actividades humanas de la producción de coca en áreas remotas en Colombia pueden aumentar la diseminación de la enfermedad a nuevas áreas. Los efectos de ésta en las especies de anfibios raras o en peligro, son potencialmente serios en Colombia y en cualquier lugar.

CONCLUSIÓN

En resumen, hay varias actividades humanas asociadas a la producción de coca que presentan mayores riesgos para los anfibios que la mezcla glifosato + Cosmo-Flux® utilizada en la aspersión aérea para erradicación. En circunstancias del peor de los casos de exposición, algunos de los plaguicidas empleados para proteger la coca de las plagas (mancozeb, lambda cihalotrin, endosulfán, diazinón, malatión y clorpirifos) son tanto o más tóxicos para los anfibios que la mezcla Glyphos®-Cosmo-Flux®. Adicionalmente, las actividades físicas como la deforestación poseen riesgos considerablemente mayores para los anfibios en Colombia. La destrucción del hábitat a través de la tala y conversión del bosque primario es de primordial preocupación, dada la tendencia de las áreas calientes de deforestación a entrecruzarse con las áreas calientes de biodiversidad, en un país que posee la segunda mayor cantidad de anfibios en el planeta y concomitantemente la mayor producción de cocaína. El potencial de transmisión de la enfermedad (quitridiomycosis) también está aumentado en cuanto la producción de coca infiltra las áreas más remotas del bosque húmedo. Por consiguiente, en un contexto multifactorial, al tener en cuenta en conjunto el impacto acumulativo y los riesgos de la producción de coca sobre las poblaciones de anfibios en las regiones productoras de coca, éstos se consideran superiores a los que acompañan el uso del glifosato y Cosmo-Flux® empleados para el programa de control mediante aspersión.

REFERENCIAS

- Alam, M. N., and Shafi, M. 1991. Toxicity of two agricultural chemicals Metacid 50 and Ekalux EC 25 to tadpoles of *Rana tigrina*, *Environ. Ecol.*, 9:870-872.
- Alford, R. S., and Richards, S. J. 1999. Global amphibian declines: A problem in applied ecology, *Annu. Rev. Ecol. Syst.*, 30:133-165.
- Álvarez, M. D. 2001. Environmental Damages from Illicit Crops and Processing of Prohibited Drugs in Colombia, Columbia University, Accessed, 2006. <http://www.columbia.edu/~mda2001/osaka.html>
- Álvarez, M. D. 2003. Forests in the time of violence: Conservation implications of the Colombian war, *J. Sustain. Forrest.*, 16:49-70.
- Álvarez, M. D. 2006. Environmental Damages from Illicit Crops and Processing of Prohibited Drugs in Colombia, Columbia University, Accessed, 2006. <http://www.columbia.edu/~mda2001/osaka.html>
- Armstead, L. 1992. Illicit narcotics cultivation and processing: The ignored environmental drama, *Bull. Narcot.*, 44: 9-20.
- Aydin, H., Gungordu, A., and Ozmen, M. 2005. (OZM-1117-784489) Toxicity of Two Different Pyrethroid Insecticides on *Xenopus laevis* Tadpoles, in *SETAC North America 26th Annual Meeting*, Baltimore, MD.
- Balslev, H. (ed.) 1993. *Neotropical Montane Forests Biodiversity and Conservation*, AAU Reports 31. p. 3.
- Becker, C. G., Fonseca, C. R., Haddad, C. F. B., Batista, R. F., and Prado, P. I. 2007. Habitat split and global decline of amphibians, *Science.*, 318:1775-1777.
- Berger, L., Speare, R., Daszak, P., Green, D. E., Cunningham, A. A., Goggin, C. L., Slocombe, R., Ragan, M. A., Hyatt, A. D., McDonald, K. R., Hines, H. B., Lips, K. R., Marantelli, G., and Parkes, H. 1998. Chytridiomycosis causes amphibian mortality associated with population declines in the rain forests of Australia and Central America, *Proc. Nat. Acad. Sci. U.S.A.*, 95:9031-9036.
- Berrill, M., Bertram, S., McGillivray, L., Kolohon, M., and Pauli, B. 1994. Effects of low concentrations of forest-use pesticides on frog embryos and tadpoles, *Environ. Toxicol. Chem.*, 13:657-664.
- Bishop, C. A., Cunington, D. C., Fellers, G. M., Gibbs, J. P., Pauli, B. D., and Rothermel, B. B. 2003. Physical habitat and its alteration: A common ground for exposure of amphibians to environmental stressors, in *Amphibian Decline: An Integrated Analysis of Multiple Stressor Effects*, eds. Linder, G., Krest, S. K., and Sparling, D. W., Pensacola, FL, USA: Society of Environmental Toxicology and Chemistry, pp. 209-241.
- Boone, M. D., and Bridges, C. M. 1999. The effect of temperature on the potency of carbaryl for survival of tadpoles of the green frog (*Rana clamitans*), *Environ. Toxicol. Chem.*, 18:1482-1481.
- Boone, M. D., Corn, P. S., Donnelly, M. A., Little, E. E., and Niewiarowski, P. H. 2003. Physical Stressors, in *Amphibian declines: An integrated analysis of multiple stressor effects*, eds. Linder, G., Krest, S. K., and Sparling, D. W., Pensacola, FL, USA: Society of Environmental Toxicology and Chemistry (SETAC), pp. 129-151.
- Boone, M. D., and Semlitsch, R. D. 2001. Interactions of insecticide with larval density and predation in experimental amphibian communities, *Conserv. Biol.*, 15: 228-238.
- Cavelier, J., and Etter, A. 1995. Deforestation of montane forest in Colombia as a result of illegal plantations of opium (*Papaver somniferum*), in *Biodiversity and conservation of neotropical montane forests*, eds. Churchill, P., Baslev, H., Forero, E., and Luteyn, J. L., Bronx: New York Botanical Garden, pp. 541-549.
- CICAD/OAS. 2004. The Toxicology of Chemicals Used in the Production and Refining of Cocaine and Heroin: A Tier-one Assessment, Technical Report OAS/CICAD 2004-01, CICAD, Organization of American States.
- CICAD/OAS. 2005. The Toxicology of Selected Chemicals Used in the Production and Refining of Cocaine and Heroin: A Tier-two Assessment, Technical Report OAS/CICAD 2005-01, CICAD, Organization of American States.
- CICAD/OAS. 2006. The Toxicity of Pesticides Used in the Production of Cocaine and Heroin to Amphibians: A Review, Technical Report OAS/CICAD 2005-01, CICAD, Organization of American States.
- Clements, C., Ralph, S., and Petras, M. 1997. Genotoxicity of select herbicides in *Rana catesbeiana* tadpoles using the alkaline single-cell gel DNA electrophoresis (Comet) assay, *Environ. Mol. Mutagen.*, 29:277-288.
- Cole, L. M., and Casida, J. E. 1983. Pyrethroid toxicology in the frog, *Pestic. Biochem. Physiol.*, 20:217-224.
- Cowman, D. F., and Mazanti, L. E. 2000. Ecotoxicology of "New Generation" Pesticides to Amphibians, in *Ecotoxicology of Amphibians and Reptiles*, eds. Sparling, D. W., Linder, G., and Bishop, C. A., Pensacola, FL, USA: SETAC Press, pp. 233-268.
- Daszak, P., Berger, L., Cunningham, A. A., Hyatt, A. D., Green, D. E., and Speare, R. 1999. Emerging infectious diseases and amphibian population declines, *Emerg. Infect. Dis.*, 5:745-748.
- Daszak, P., Cunningham, A. A., and Hyatt, A. D. 2003. Infectious disease and amphibian population declines, *Div. Distrib.*, 9:141-150.

- Dávalos, L. M. 2001. The San Lucas mountain range in Colombia: how much conservation is owed to the violence?, *Biodiver. Conser.*, 10:69-70.
- Davidson, C. 2004. Declining downwind: Amphibian population declines in California and historical pesticide use, *Ecol. Appl.*, 14:1892-1902.
- Edginton, A. N., Sheridan, P. M., Stephenson, G. R., Thompson, D. G., and Boermans, H. J. 2004. Comparative effects of pH and Vision herbicide on two life stages of four anuran amphibian species, *Environ. Toxicol. Chem.*, 23:815-822.
- Etter, A., Stuart Phinn, C. M., Pullar, D., and Possingham, H. 2006. Unplanned land clearing of Colombian rainforests: Spreading like disease?, *Landscape Urb. Plan.*, 77:240-254.
- Harris, M. L., Bishop, C. A., Struger, J., Ripley, B., and Bogart, J. P. 1998. The functional integrity of Northern leopard frog (*Rana pipiens*) and green frog (*Rana clamitans*) populations in orchard wetlands. II. Effects of pesticides and eutrophic conditions on early stage development, *Environ. Toxicol. Chem.*, 17:1351-1363.
- Harris, M. L., Chora, L., Bishop, C. A., and Bogart, J. P. 2000. Species-and-age-related differences in susceptibility to pesticide exposure for two amphibians, *Rana pipiens*, and *Bufo americanus*, *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 64:263-270.
- Hashimoto, Y., and Nishiuchi, Y. 1981. Establishment of bioassay methods for the evaluation of acute toxicity of pesticides to aquatic organisms, *J. Pestic. Sci.*, 6:257-264.
- Hedges, B. S. 1993. Global amphibian declines: A perspective from the Caribbean, *Biodiver. Conser.*, 2:290-303.
- Henkel, R. 1995. Coca (*Erythroxylum coca*) cultivation, cocaine production, and biodiversity loss in the Chapare region of Bolivia, in *Biodiversity and conservation of neotropical montane forests*, eds. Churchill, P., Baslev, H., Forero, E., and Luteyn, J. L., Bronx: New York Botanical Garden, pp. 541-549.
- Henry, P. F. P. 2000. Aspects of amphibian anatomy and physiology, in *Ecotoxicology of amphibians and reptiles*, eds. Sparling, D. W., Linder, G., and Bishop, C. A., Pensacola, FL, USA: Society of Environmental Toxicology and Chemistry (SETAC), pp. 71-110.
- Howe, C. M., Berrill, M., Pauli, B. D., Helbing, C. C., Werry, K., and Veldhoen, N. 2004. Toxicity of glyphosate-based pesticides to four North American frog species, *Environ. Toxicol. Chem.*, 23:1928-1938.
- Howe, G. E., Gillis, R., and Mowbray, R. C. 1998. Effects of chemical synergy and larval stage on the toxicity of atrazine and alachlor to amphibian larvae, *Environ. Toxicol. Chem.*, 17:519-525.
- Johnson, C. R. 1976. Herbicide toxicities in some Australian anurans and the effect of subacute dosages on temperature tolerance, *Zool. J. Linn. Soc.*, 59:79-83.
- Khangarot, B. S., Sehgal, A., and Bhasin, M. K. 1985. Man and Biosphere - Studies on the Sikkim Himalayas. Part 6: Toxicity of selected pesticides to frog tadpole *Rana hexadactyla* (Lesson), *Acta Hydrochim. Hydrobiol.*, 13:391-394.
- Krajick, K. 2006. The lost world of the Kihansi toad, *Science.*, 311:1230-1232.
- Lajmanovich, R. C., Izaguirre, M. F., and Casco, V. H. 1998. Paraquat tolerance and alteration of internal gill structure of *Scinax nasica* tadpoles (Anura:Hylidae), *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 34:364-369.
- Lajmanovich, R. C., Sandoval, M. T., and Peltzer, P. M. 2003. Induction of mortality and malformation in *Scinax nasica* tadpoles exposed to glyphosate formulations, *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 70:612-618.
- Liebsch, D., Marques, M. C. M., and Goldenberg, R. 2008. How long does the Atlantic Rain Forest take to recover after a disturbance? Changes in species composition and ecological features during secondary succession, *Biol. Conserv.*, 141:1717-1725.
- Linder, G., Barbita, J., and Kwaiser, T. 1990. Short-Term Amphibian Toxicity Tests and Paraquat Toxicity Assessment, in *Aquatic Toxicology and Risk Assessment: Thirteenth Volume*, eds. Landis, W. G., and van der Schalie, W. H., West Conshohocken, PA, USA: ASTM International, p. 371.
- Lips, K. R. 1998. Decline of a tropical montane amphibian fauna, *Conserv. Biol.*, 12:106-117.
- Lips, K. R., Burrowes, P. A., Mendelson, J. R. I., and Parra-Oleo, G. 2005. Amphibian population declines in latin America: A synthesis, *Biotropica.*, 37:222-226.
- Longcore, J. E., Pessier, A. P., and Nichols, D. K. 1999. *Batrachochytrium dendrobatidis* gen. et sp. nov., a chytrid pathogenic to amphibians, *Mycologia*, 91:219-227.
- Mann, R. M., and Bidwell, J. R. 1999. The toxicity of glyphosate and several glyphosate formulations to four species of Southwestern Australian frogs, *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 36:193-199.
- Marian, M. P., Arul, V., and Pandian, T. J. 1983. Acute and chronic effects of carbaryl on survival, growth, and metamorphosis in the bullfrog (*Rana tigrina*) *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 12:271-275.
- Mayer, F. L., Jr, and Ellersieck, M. E. 1986. Manual of Acute Toxicity: Interpretation and Data Base for 410 Chemicals and 66 Species of Freshwater Animals, Technical Report 160, United States Fish and Wildlife Service.
- Mendelson, J. R., III, Lips, K. R., Gagliardo, R. W., Rabb, G. B., Collins, J. P., Diffendorfer, J. E., Daszak, P., Ibáñez D. R., Zippel, K. C., Lawson, D. P., Wright, K. M., Stuart, S. N., Gascon, C., da Silva, H. R., Burrowes, P. A., Joglar, R. L., La Marca, E., Lötters, S., du Preez, L. H., Weldon, C., Hyatt, A., Rodriguez-Mahecha, J. V., Hunt, S., Robertson, H., Lock, B., Raxworthy, C. J., Frost, D. R., Lacy, R. C., Alford, R. A., Campbell, J. A., Parra-Olea, G., Bolaños, F., Domingo, J. J. C., Halliday, T., Murphy, J. B., Wake, M. H., Coloma, L. A., Kuzmin, S. L., Price, M. S., Howell, K. M., Lau, M., Pethiyagoda, R., Boone, M., Lannoo, M. J., Blaustein, A. R., Dobson, A., Griffiths, R. A., Crump, M. L., Wake, D. B., and Brodie, E. D., Jr. 2006. Confronting amphibian declines and extinctions, *Science.*, 313:48.
- Myers, N. 1988. Threatened biotas: hotspots in tropical forests, *Environmentalist*, 8:178-208.
- Myers, N. 1993. Tropical forests: the main deforestation fronts, *Environ. Conserv.*, 20:9-16.
- Myers, N., Mittermeier, R. A., Mittermeier, C., da Fonseca, G. A. B., and Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities, *Nature*, 403:853-858.
- NatureServe. 2004. Global Amphibian Assessment, Center for Applied Biodiversity Science, 1919 M Street, NW, Suite 600, Washington, DC 20036, Accessed, 2006. www.conservation.org/xp/news/press_releases/2004/amp_kit/amphibian_factsheet.pdf
- Nishiuchi, Y. 1980a. Toxicity of formulated pesticides to fresh water organisms. LXXIV, *The Aquiculture /Suisan Zoshoku*, 28:107-112.
- Nishiuchi, Y. 1980b. Toxicity of formulated pesticides to freshwater organisms LXXII, *The Aquiculture /Suisan Zoshoku*, 27:238-244.
- Nishiuchi, Y., and Yoshida, K. 1974. Effects of pesticides on tadpoles. Part 3, *Noyaku Kensasho Hokoku*, 14:66-68.
- Pan, D. Y., and Liang, X. M. 1993. Safety Study of Pesticides on Bog Frog, a Predatory Natural Enemy of Pest in Paddy Field, *Journal of Hunan Agricultural College*, 19:47-54.
- Pawar, K. R., and Matdare, M. 1984. Toxic and teratogenic effects of fenitrothion, BHC and carbofuran on embryonic development of the frog *Microhyla ornata*, *Toxicol. Lett. (Amst)*, 22:7-13.

- Pounds, J. A., and Crump, M. L. 1994. Amphibian declines and climate disturbance: The case of the golden toad and the harlequin frog, *Conserv. Biol.*, 8:72-85.
- Pounds, J. A., Fogden, M. P. L., Savage, J. M., and Gorman, G. C. 1997. Tests of null models for amphibian declines on a tropical mountain, *Conserv. Biol.*, 11:1307-1322.
- Sanders, H. O. 1970. Pesticide toxicities to tadpoles of the Western Chorus frog *Pseudacris triseriata* and Fowler's Toad *Bufo woodhousii fowleri*, *Copeia.*, 2:246-251.
- Sheffield, S. R. 2000. (PWA062) Lethal and sublethal effects of the OP insecticide chlopyrifos in larval amphibians, in *SETAC 21st Annual Meeting*, Nashville.
- Silvano, D. L., and Segalla, M. V. 2005. Conservation of Brazilian amphibians, *Conserv. Biol.*, 19:653-658.
- Solomon, K. R., Anadón, A., Brain, R. A., Cerdeira, A. L., Crossan, A. N., Marshall, A. J., Sanin, L. H., and Smith, L. 2007. Comparative Hazard Assessment of the Substances used for Production and Control of Coca and Poppy in Colombia, in *Rational Environmental Management of Agrochemicals: Risk Assessment, Monitoring, and Remedial Action. ACS Symposium Series No. 966* (Vol. 966), eds. Kennedy, I. R., Solomon, K. R., Gee, S., Crossan, A. N., Wang, S., and Sanchez-Bayo, F., Washington, DC, USA: American Chemical Society, pp. 87-99.
- Sparling, D. W., Fellers, G. M., and McConnell, L. L. 2001. Pesticides and amphibian population declines in California, USA, *Environ. Toxicol. Chem.*, 20:1591-1595.
- Speare, R. 2001. Recommendations from Workshop in Getting the Jump on Amphibian Disease, in *Getting the Jump on Amphibian Disease. Developing management strategies to control amphibian diseases: Decreasing the risks due to communicable diseases*, ed. Speare, R., Townsville, NZ: School of Public Health and Tropical Medicine, James Cook University, pp. 131-147.
- Stuart, S. N., Chanson, J. S., Cox, N. A., Young, B. E., Rodrigues, A. S. L., Fischman, D. L., and Waller, R. W. 2004. Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide, *Science.*, 306:1783-1786.
- UNODC. 2004. Colombia: Coca Cultivation Survey. United Nations Office for Drug Control and Government of Colombia.
- UNODC. 2006. The Environmental Effects of Illicit Drug Cultivation and Processing. United Nations Office on Drugs and Crime.
- UNODC. 2007. Columbia Coca Cultivation Survey, Technical, United Nations Office on Drugs and Crime.
- Urban, D. J., and Cook, N. J. 1986. Standard Evaluation Procedure for Ecological Risk Assessment, Technical Report EPA/540/09-86/167, Hazard Evaluation Division, Office of Pesticide Programs, United States Environmental Protection Agency.
- USEPA. 2001. Environmental Effects Database (EEDB). ECOTOX Database System, United States Environmental Protection Agency, Office of Pesticide Programs, Environmental Fate and Effects Division, United States EPA, Washington, D.C., Accessed, June 10, 2006. <http://www.epa.gov/ecotox/>
- Vardia, H. K., Rao, P. S., and Durve, V. S. 1984. Sensitivity of toad larvae to 2,4-D and endosulfan pesticides, *Arch. Hydrobiol.*, 100:395-400.
- Venturino, A., Gauna, L. E., Bergoc, R. M., and D'Angelo, A. M. P. 1992. Effect of exogenously applied polyamines on malathion toxicity in the toad *Bufo arenarum* Hensel, *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 22:135-139.
- Viña, A., Echavarría, F. R., and Rundquist, D. C. 2004. Satellite change detection analysis of deforestation rates and patterns along the Colombia-Ecuador border, *Ambio*, 33:118-125.
- Westerman, A. G., van der Schalie, W., Levine, S. L., Palmer, B., Shank, D., and Stahl, R. G. 2003. Linking stressors with potential effects on amphibian populations, in *Amphibian decline: An integrated analysis of multiple stressor effects*, eds.
- Linder, G., Krest, S. K., and Sparling, D. W., Pensacola, FL, USA: Society of Environmental Toxicology and Chemistry (SETAC), pp. 73-109.
- Young, B. E., Lips, K. R., Reaser, J. K., Ibáñez, R., Salas, A. W., Cedeño, J. R., Coloma, L. A., Ron, S., La Marca, E., Meyer, J. R., Muñoz, A., Bolaños, F., Chaves, G., and Romo, D. 2001. Population declines and priorities for amphibian conservation in Latin America, *Conserv. Biol.*, 15:1213-1223.
- Young, K. R. 1996. Threats to biological diversity caused by coca/cocaine deforestation in Peru, *Environ. Conserv.*, 23:7-15.
- Zaga, A., Little, E. E., Rabeni, C. F., and Ellersieck, M. R. 1998. Photoenhanced toxicity of a carbamate insecticide to early life stage anuran amphibians, *Environ. Toxicol. Chem.*, 17:2543-3553.

