UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA

ESTUDIO COMPARATIVO DEL FLUJO DE MERCURIO A TRAVÉS DE REDES DETRITÍVORAS Y PLANCTÍVORAS EN UN ESTUARIO TROPICAL

COMPARATIVE STUDY OF THE MERCURY FLUXES THROUGH THE PHYTOPLANKTON AND DETRITIVOROUS FOOD WEBS IN A TROPICAL ESTUARY

Rosa del Pilar Cogua Romero
Bióloga, Universidad Nacional de Colombia, 2003

UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA
FACULTAD DE CIENCIAS, DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
BOGOTA, COLOMBIA
2011

ESTUDIO COMPARATIVO DEL FLUJO DE MERCURIO A TRAVÉS DE REDES DETRITÍVORAS Y PLANCTÍVORAS EN UN ESTUARIO TROPICAL

Rosa del Pilar Cogua Romero

Tesis presentada como requisito parcial para optar al título de Doctora en Ciencias-Biología.

Director
Dr.rer.nat Nestor H. Campos Campos.

Codirector
Ph.D. Guillermo Duque Nivia.

Línea de investigación
Biología Marina
Grupos de Investigación:
Fauna marina colombiana: biodiversidad y usos
Ecología y Contaminación Acuática

Universidad Nacional de Colombia
Facultad de Ciencias, Departamento de Biología
Bogotá, Colombia
2011

DEDICATORIA

Este trabajo es el resultado de mucho tiempo de esfuerzo, dedicación y aprendizaje. Se lo dedicado a mis padres, Jorge E. Cogua Suarez y Nohora Esmeralda Romero de Cogua, por su apoyo incondicional desde el día que decidí presentarme al doctorado en Biología Marina, por su inmenso amor y porque gracias a sus esfuerzos he logrado llegar hasta acá. A mis hermanos, Jorge y Johanna, que siempre estuvieron presentes con su apoyo en cualquier situación. A mi esposo por toda su ayuda, enseñanza y comprensión. También dedico este trabajo a mis abuelitos (Agapito, Rosa, Elias † y Hersilia), quienes siempre han estado pendientes y se han sentido orgullosos de su nieta, ese orgullo me dio fuerzas cuando más las necesitaba. A todos, gracias este también es el resultado de sus esfuerzos.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco de corazón a mi director Nestor Hernando Campos y a mi codirector Guillermo Duque, sin su ayuda, paciencia, confianza y conocimientos no lo habría logrado. Mil Gracias.

Agradezco a la División de investigaciones de la Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá por el apoyo económico para la realización de este estudio. De igual manera, al Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras INVEMAR, por todo el apoyo logístico y el apoyo en la salidas de campo. De forma muy especial agradezco a todos los miembros del programa de Calidad Ambiental Marina del INVEMAR por su apoyo en la realización de esta investigación.

Agradezco a todos los profesores del Doctorado en Biología, línea Biología Marina por los conocimientos trasmitidos y el apoyo.

RESUMEN

Con el objeto de contribuir al conocimiento de los procesos de bioacumulación y biomagnificación de metales en estuarios tropicales, se tomó la bahía de Cartagena como modelo del flujo de mercurio en las redes tróficas. Se realizaron cinco muestreos en cinco estaciones y se recolectaron muestras de sedimentos, seston, plancton y peces. A todas las muestras se les determinó la concentración de mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg). Los resultados sugieren que incluso a bajas concentraciones de HgT en sedimentos (0,18 ± 0,01 µg/gp.s), y en seston (0,16 ± 0,002 µg/gp.s), el flujo de mercurio se da en todos los niveles tróficos de los organismos muestreados. Se encontró una concentración de HgT en plancton de 0,32 ± 0,005 µg/gp.s; en peces detritívoros de 0,05 ± 0,018 µg/gp.s, en peces planctívoros de 0,26 ± 0,037 µg/gp.s; en peces omnívoros de 0,13 ± 0,029 µg/gp.s; en peces carnívoros de primer orden de 0,13 ± 0,014 µg/gp.s; en peces carnívoros segundo orden de 0,17 ± 0,024 µg/gp.s; en peces carnívoro de tercer orden de 0,28 ± 0,027 µg/gp.s. El Factor de Bioacumulación (FBA) muestra, cómo el principal productor primario del ecosistema (fitoplancton) bioacumula activamente el mercurio total y el metil mercurio. El mismo patrón se observa para las especies con hábitos planctívoros. Esto sugiere que el plancton es un eslabón importante para la transferencia de mercurio total y metil mercurio en las redes tróficas del ecosistema, en especial las redes tróficas que se basan en el plancton. La estructura de las redes tróficas permite demostrar que la magnitud del proceso de magnificación varía de acuerdo a la fuente energética primaria de los individuos. Se encontró que el proceso de magnificación es mayor en la red trófica detrítica (FWMF de 240,94) que en la red trófica planctónica (FWMF de 4,40). En otras palabras la capacidad de magnificar de la red trófica detrítica es 55 veces mayor que la capacidad de magnificar que la red trófica planctónica.

Palabras clave: Bahía de Cartagena, Estuario, Mercurio, Bioacumulación, Biomagnificación

ABSTRACT

In order to contribute to the knowledge of the metal bioaccumulation and biomagnification processes in tropical estuaries, the mercury fluxes through the food webs were measured taking Cartagena Bay as a model. Five main field samples in five stations were conducted where sediments, seston, plankton, and fishes were collected. Total mercury (HgT) and methyl mercury (MeHg) concentration was determined to these samples. The results suggested that even thought there were low HgT concentrations in sediments (0,18 ± 0,01 $\mu g/g_{p.s}$), and in seston (0,16 ± 0,002 $\mu g/g_{p.s}$), the mercury flux occurs in all trophic levels of the organisms sampled. It was found a HgT concentration in plankton of 0,32 ± 0,005 $\mu g/g_{p.s}$, in detritivorous fishes of 0,05 ± 0,018 $\mu g/g_{p.s}$, in planktivorous fishes of 0,26 ± 0,037 $\mu g/g_{p.s}$; in omnivorous fishes of 0,13 ± 0,029 $\mu g/g_{p.s}$; in first order carnivorous fishes of 0,13 ± 0,014 $\mu g/g_{p.s}$; in second order carnivorous fishes of 0,17 ± 0,024 $\mu g/g_{p.s}$; and in third order carnivorous fishes of 0,28 ± 0,027 $\mu g/g_{p.s}$. The bioaccumulation factor (BAF) shows that the main primary producer of the ecosystem (phytoplankton) actively bioaccumulates the total mercury and the methyl mercury. The same pattern is observed for the species with plantivorous habits. This suggests that plankton is an important link for the transfer of total mercury and methyl mercury in the food webs of the ecosystem, specially the plankton based food webs. The structures of the trophic webs allow showing that the strength of the magnification process changes accordingly to the origin of the primary producer source of energy of each species. It was found that the magnification process was higher in the detritic food web (FWMF of 240,94) than in the planktonic food web (FWMF of 4,40). In other words the magnification capacity of the detritic food web is 55 times higher than the planktonic pathway.

Key words: Cartagena bay, estuary, Mercury, Bioaccumulation, Biomaganification

CONTENIDO

RESUMEN ..... **IX**

ABSTRACT ..... **X**

FIGURAS ..... **XIII**

TABLAS ..... **XVI**

1. COMPUESTOS ORGANOMETALICOS EN ECOSISTEMAS ESTUARINOS ..**12**

1.1 RESUMEN 12
1.2 INTRODUCCIÓN 12
1.3 COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES 15
1.4 PRODUCCION DE COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES 16
1.5 METABOLISMO DE COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES 17
1.6 TOXICIDAD DE LOS COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES 20
1.7 DESTINO AMBIENTAL DE COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES 23
1.8 MERCURIO EN ECOSISTEMAS ESTUARINOS. 25
1.9 REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS 31

2. DISTRIBUCIÓN DEL MERCURIO EN UN ESTUARIO TROPICAL: BAHÍA DE CARTAGENA, CARIBE COLOMBIANO. **48**

2.1 RESUMEN. 48
2.2 INTRODUCCIÓN. 48
2.3 MATERIALES Y MÉTODOS 50
2.3.1 Área de estudio. 50
2.3.2 Colecta de muestras 52
2.3.3 Fase de laboratorio 53
2.3.4 Tratamiento de datos 55
2.4 RESULTADOS 55
2.4.1 Calidad del agua 55
2.4.2 Sedimentos 58
2.4.3 Seston 63
2.5 DISCUSIÓN 67
2.5.1 Calidad del agua 67
2.5.2 Sedimentos y seston 68
2.6 CONCLUSIONES 71
2.7 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 73

3. ACUMULACIÓN DE MERCURIO EN LAS REDES TRÓFICAS DE UN ESTUARIO TROPICAL: BAHÍA DE CARTAGENA, CARIBE COLOMBIANO **78**

3.1 RESUMEN 78
3.2 INTRODUCCIÓN 78
3.3 MATERIALES Y MÉTODOS 83
3.3.1 Área de estudio 83

3.3.2 Colecta de muestras 83
3.3.3 Fase de laboratorio 84
3.3.4 Tratamiento de datos 86
3.4 RESULTADOS 87
3.4.1 Plancton 87
3.4.2 Peces 98
3.5 DISCUSIÓN 109
3.5.1 Plancton 109
3.5.2 Peces 111
3.5.3 Bioacumulación 113
3.6 CONCLUSIONES 116
3.7 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 117

4. TRANSFERENCIA DE MERCURIO EN LAS REDES TROFICAS DE UN ESTUARIO TROPICAL: BAHÍA DE CARTAGENA, CARIBE COLOMBIANO .. 126

4.1 RESUMEN 126
4.2 INTRODUCCIÓN 126
4.3 MATERIALES Y MÉTODOS 129
4.3.1 Area de estudio 129
4.3.2 Colecta de muestras 129
4.3.3 Tratamiento de datos 129
4.4 RESULTADOS 132
4.4.1 Factores de biomagnificación 132
4.4.2 Estructura de las redes tróficas 140
4.5 DISCUSIÓN 145
4.5.1 Factores de biomagnificación 145
4.5.2 Estructura de las cadenas tróficas 147
4.6 CONCLUSIONES 147
4.7 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 148

FIGURAS

Figura 1. Molécula del timerosal. 13
Figura 2. Reducción enzimática del Hg^{2+} en presencia de NADH. 18
Figura 3. Metilación del mercurio inorgánico por metilcobalamina....20
Figura 4. Ciclo biogeoquímico del mercurio. 24
Figura 5. Ciclo del mercurio en un ecosistema acuático. 25
Figura 6. Ubicación de la Bahía de Cartagena (Bolívar, Colombia). 51
Figura 7. Variación de la salinidad por épocas de muestreo y estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 56
Figura 8. Variación de la temperatura del agua por épocas de muestreo y estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 57
Figura 9. Variación del pH del agua por épocas de muestreo y estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 58
Figura 10. Porcentaje de materia orgánica en el sedimento de la Bahía de Cartagena. 59
Figura 11. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el sedimento, por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena. 60
Figura 12. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el sedimento, por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 61
Figura 13. Relación entre las concentraciones de mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el sedimento de la Bahía de Cartagena. 62
Figura 14. Seston orgánico por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena. ..63
Figura 15. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el seston, por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 64
Figura 16. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en seston, por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 65
Figura 17. Relación entre las concentraciones de mercurio total (HgT) y el porcentaje metil mercurio (MeHg) respecto al HgT en el seston de la Bahía de Cartagena. 66
Figura 18. Variación de la riqueza de fitoplancton (Fito) y zooplancton (Zoo) por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena. 88
Figura 19. Variación de la abundancia de fitoplancton (Fito) y zooplancton (Zoo) por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena. 89
Figura 20. Variación de la riqueza de fitoplancton (Fito) y zooplancton (Zoo) por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 90
Figura 21. Variación de la abundancia de fitoplancton (Fito) y zooplancton (Zoo) por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 91
Figura 22. Relación entre la abundancia y la riqueza de zooplancton de la Bahía de Cartagena. 91
Figura 23. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el fitoplancton por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena. 92

Figura 24. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el fitoplancton por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 93
Figura 25. Relación entre las concentraciones de metil mercurio (MeHg) y el porcentaje de metil mercurio (MeHg) en el fitoplancton de la Bahía de Cartagena. 94
Figura 26. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el zooplancton por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena. 95
Figura 27. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el zooplancton por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena. 96
Figura 28. Relación entre las concentraciones de mercurio total (Hg T) y el porcentaje metil mercurio (MeHg) en el zooplancton de la Bahía de Cartagena. .97
Figura 29. Relación entre las concentraciones de metil mercurio (MeHg) y el porcentaje de metil mercurio (MeHg) en el zooplancton de la Bahía de Cartagena. 97
Figura 30. Valores promedios de mercurio total (HgT) y Metil mercurio (MeHg) en peces de diferentes categorías tróficas en la Bahía de Cartagena, colectados durante todo el periodo de muestreo. 103
Figura 31. Relación entre el logaritmo de las concentraciones de mercurio total y el logaritmo del FBA de mercurio total de las especies colectadas en la Bahía de Cartagena. 106
Figura 32. Relación entre el logaritmo de las concentraciones de metil mercurio y el logaritmo del FBA de metil mercurio de las especies colectadas en la Bahía de Cartagena. 106
Figura 33. Relación entre el logaritmo del FBA de mercurio total y el logaritmo del FBA de metil mercurio total de las especies colectadas en la Bahía de Cartagena. 107
Figura 34. Modelo de bioacumulación de metil mercurio para organismos de diferentes categorías tróficas de la Bahía de Cartagena. 108
Figura 35. Relación entre el contenido de metil mercurio (MeHg) y los niveles tróficos de los organismos del ecosistema. 135
Figura 36. Relación entre el contenido relativo de metil mercurio (MeHg) y los niveles tróficos de los organismos del ecosistema. 136
Figura 37. Relación entre el factor de biomagnificación (FBM) de mercurio total (HgT) y los niveles tróficos de los organismos del ecosistema. 136
Figura 38. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de mercurio total (HgT) y la concentración de mercurio total. 137
Figura 39. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de mercurio total (HgT) y la concentración de metil mercurio (MeHg). 138
Figura 40. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de mercurio total (HgT) y el contenido relativo de metil mercurio (MeHg). 138
Figura 41. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de metil mercurio (MeHg) y la concentración de mercurio total (HgT). 139
Figura 42. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de metil mercurio (MeHg) y la concentración de metil mercurio (MeHg). 139

Figura 43. Relaciones entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de metil mercurio (MeHg) y el contenido relativo de metil mercurio.....140
Figura 44. Factores de Biomagnificación (FBM) de la cadena trófica detrítica de la Bahía de Cartagena.....142
Figura 45. Factores de Biomagnificación (FBM) de la cadena trófica planctónica de la Bahía de Cartagena.....144

TABLAS

Tabla 1. Análisis de regresión múltiple entre las variables físico-químicas y las concentraciones de mercurio total y metil mercurio en el sedimento y en el seston. 67
Tabla 2. Variables biológicas de las especies de peces colectadas durante los cinco muestreos en la Bahía de Cartagena. 99
Tabla 3. Categoria trófica y presas encontradas para las especies de peces de la Bahía de Cartagena. 100
Tabla 4. Concentraciones de mercurio total y metil mercurio en músculo de peces de la Bahía de Cartagena 101
Tabla 5. Análisis de correlación simple entre la concentración de mercurio total y metil mercurio y entre la concentración de mercurio total y las variables biológicas. 102
Tabla 6. Factores de Bioacumulación para todos los organismos colectados en la Bahía de Cartagena. 105
Tabla 7. Factores de Biomagnificación de mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg), para los organismos de la Bahía de Cartagena. 133
Tabla 8. Especies que hacen parte de la cadena trófica basada en el detritus. ..141
Tabla 9. Especies que hacen parte de la cadena trófica basada en el plancton. 143

1. COMPUESTOS ORGANOMETALICOS EN ECOSISTEMAS ESTUARINOS

1.1 RESUMEN

Los contaminantes de carácter orgánico son considerados de gran importancia en ecología por sus efectos toxicológicos en los organismos. Un grupo de especial interés de compuestos organometalicos son el plomo, estaño y mercurio debido a que todos tienden a formar enlaces covalentes estables con grupos orgánicos. Para este estudio el objetivo es identificar los procesos por los cuales se forman los compuestos organomercuriales y sus efectos en los organismos. Discutiendo en este capitulo la hipótesis que en un estuario tropical se encuentra mercurio acumulado en los sedimentos y en los organismos de diferentes niveles tróficos, aunque las fuentes del elemento sean directas o indirectas al ecosistema. Es tema relevante por la capacidad que tiene el mercurio de acumulares en las redes tróficas y tener un ciclo en los estuarios y zonas costeras.

1.2 INTRODUCCIÓN

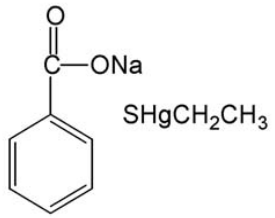
Algunos metaloides como el arsénico y antimonio y algunos metales como el mercurio, estaño y plomo, en sus formas elementales son poco tóxicos para los organismos, sin embargo todos estos elementos son apreciablemente tóxicos en sus formas inorgánicas así como en sus formas órgano-metálicas. La unión de un grupo orgánico al metal puede ocasionar cambios fundamentales en sus propiedades químicas y consecuentemente en su destino ambiental y acción tóxica. La unión de los metales a un grupo alquil o a otros grupos no polares, incrementa la lipofilicidad y así facilita los movimientos dentro y a través de las membranas biológicas, almacenándose en depósitos de grasa y siendo adsorbido por los coloides del suelo y sedimentos (Walker *et al*. 1996; Tavares *et al.* 2011: Walker 2001). Así, el conocimiento de la especiación de un metal es fundamental para entender su ecotoxicología.

Los compuestos organometálicos son producidos comercialmente para ser usados en pesticidas, biocidas o bactericidas; además, se implementan como catalizadores de óxidos, cloruros, sulfuros en manufactura y síntesis de polímeros

(Walker *et al.* 1996; Walker 2001; Yang *et al*. 2007a; Li *et al.* 2009; Li *et al.* 2010). En el caso del mercurio y el arsénico sus formas metiladas (metil mercurio y metil arsénico) se pueden generar desde sus formas inorgánicas en el ambiente (Walker *et al*. 1996; Walker 2001; Li *et al.* 2009).

El mercurio, existe en el ambiente tanto de forma natural como por actividades humanas, ocasionado su acumulación y toxicidad en la biota, afectando el equilibrio de los ecosistemas y la salud del hombre (Shenker *et al.* 1998; Satoh 2000; Tarras-Wahlberg *et al.* 2001; Walker 2001; Falandysz 2002; El-Shehawi *et al*. 2007; Pereira *et al*. 2010). También existe el riesgo ante la exposición a personas a través del consumo de pescado, la emisión de vapor de mercurio a partir de las amalgamas dentales y el etil mercurio en forma timerosal o mertiolate, solución antiséptica ampliamente utilizada en vacunas (Clarkson 2002; Lee *et al*. 2006; Richardson *et al.* 2011).

Figura 1. Molécula del timerosal.



Thimerosal

Fuente Lee *et al*. 2006.

La cantidad total de mercurio liberada a la atmósfera debido a actividades antropogénicas, ha sido estimada en 2.000 a 6.000 toneladas por año (Lin *et al.* 2006; Lin *et al.* 2007). La contaminación ocasionada por el hombre proviene de las descargas de desechos y la emisión directa a la atmósfera en la explotación minera del metal y del oro; la quema de los combustibles fósiles representa una fuente importante de contaminación atmosférica, así como la incineración de desechos sólidos, los cuales incluyen mercurio volatilizado de baterías desechadas y durante la fundición de cobre y zinc (Fitzgerald y Clarkson 1991; Lin *et al.* 2006; Lin *et al.* 2007).

En países como India y China, las emisiones de mercurio se deben principalmente, a la instalación de plantas "Chloro-alkali", con electrodos de mercurio para incrementar la formación de cloro (U.N. 1994; Olivero-Verbel *et al*. 2008; Gibičar *et al.* 2009; Zheng *et al*. 2011); mientras que en el Brasil, Colombia, Ecuador, Bolivia, Perú, Las Guayanas, Venezuela, entre otros, es originada en los procesos de extracción del oro con mercurio (Ghose 1994; Ikingura y Akagi 1996; Malm 1998; Ebinghaus *et al.* 1999; Olivero y Johnson 2002; Olivero *et al*. 2004; Marrugo *et al.* 2007), proceso en el cual se mezcla la roca triturada enriquecida con el metal precioso con mercurio metálico para formar una amalgama, la cual es presionada con la mano para remover el exceso de mercurio (UPME 2007; Veiga *et al.* 1991). Este proceso ocasiona el derramamiento directo de grandes cantidades del metal en los ríos y en cuerpos de agua como ciénagas y lagunas. La amalgama mercurio-oro obtenida es quemada usualmente a campo abierto, dejando libre el oro y liberando el tóxico metálico en forma de vapor directamente a la atmósfera. La mayoría de estos procesos son realizados muy cerca de las viviendas de los mineros, de tal forma que las familias respiran gran parte del vapor de mercurio volatilizado (Turizo *et al.* 1997; UPME 2007).

La explotación aurífera artesanal se ha desarrollado ampliamente en la región amazónica del Brasil. De acuerdo con Malm (1998), al menos 2.000 toneladas de mercurio han sido liberadas al ambiente de este país en la presente fiebre del oro. En Colombia al sur del Departamento de Bolívar y el norte de Antioquia constituyen las zonas de mayor densidad minera en Colombia con más de 12.400 minas en explotación, involucrando a un número de personas superior a 50.000 que reciben influencia directa o indirecta de esta actividad. La producción de oro en esta área es aproximadamente de 18.8 toneladas (CEDER 1994; UPME 2001; UPME 2007). La cantidad de mercurio liberado al medio ambiente no ha sido calculada con exactitud, pero se estima en cerca de 80-100 toneladas al año (Olivero y Johnson 2002; UPME 2007).

Existen reportes recientes alrededor del mundo, indicando que las concentraciones de mercurio en peces marinos y de agua dulce exceden los valores de salud pública internacionalmente recomendados (Alonso *et al.* 2000; Adams y McMichael 2001; Choy *et al*. 2002; Olivero *et al*. 2002; Adams *et al.* 2003; Olivero *et al*. 2004; Knobeloch *et al.* 2006). Además, ha sido estimado que el 95% del mercurio total en peces puede corresponder a metil mercurio (CH_3Hg^+); esta forma química es mucho más tóxica que el mercurio elemental y las sales inorgánicas, por otro lado, la exposición a metil mercurio en humanos proviene casi exclusivamente del consumo de peces (Clarkson 1990; Burger y Gochfeld 2006; Salehi y Esmaili-Sari 2010).

1.3 COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES

El mercurio es el único elemento metálico líquido a temperatura ambiente. Posee brillo parecido a la plata y a 25 °C tiene una densidad de 13.456 g/ml. A 20 °C la presión de vapor es 0.00212 mm de Hg (WHO 1990). Es inhibidor de enzimas y proteínas, presenta alta afinidad por los grupos funcionales tiol (-SH), su alta covalencia resulta en un incremento del biotransporte, distribución y toxicidad (Moore y Ramamoorthy 1984; Fergusson 1990). El mercurio puede existir en tres estados de oxidación, 1: Mercurio elemental Hg^0 conocido como azogue, 2: lón mercurioso Hg^{+1} y 3: lón mercúrico Hg^{+2}; y en las formas orgánicas (Pleijel y Munthe 1995; Hylander 2001; Zhang 2006).

La naturaleza de las especies químicas mercuriales y su distribución dependen del pH, del potencial redox y de las concentraciones de aniones que forman complejos estables con el mercurio. Entre los aniones inorgánicos, la especie mercúrica forma los compuestos covalentes más fuertes con los aniones cloruro (Laporte *et al.* 1997; Jahanbakht *et al*. 2002; Yong-Kui *et al.* 2007). El pH interviene en la determinación de la especie química del Hg en el medio, porque un cambio en esta variable puede inducir efectos de absorción y desorción en el sedimento. En el caso del mercurio, su concentración en los sedimentos depende directamente de la distancia a la que se encuentren desde el punto de descarga del contaminante y de la circulación del agua (Laporte *et al.* 1997; Gaona 2004; Shastri y Diwekar, 2008).

El mercurio forma complejos estables con una variedad de ligandos orgánicos que constituyen los compuestos organomercuriales, los complejos covalentes más fuertes son formados con azufre y contienen ligandos tales como cisteína, que se unen fuertemente con aminoácidos y ácido hidroxicarboxílicos. Dentro del grupo de los compuestos orgánicos de mercurio, los de alquil mercurio (etil mercurio y metil mercurio) son similares en cuanto a su toxicidad (ambos han sido utilizados como plaguicidas). En cambio, otros compuestos orgánicos de mercurio, como el fenil mercurio, se asemejan más al mercurio inorgánico en lo que respecta a su toxicidad (UNEP 2002).

Entre las propiedades químicas más importantes que caracterizan las especies de ión mercúrico y las alquil mercúricas (RHg^+) aparece su alta afinidad para formar enlaces covalentes con el azufre. Esta propiedad es la que explica la mayor parte de las propiedades biológicas del metal. Cuando el azufre está en forma de grupos

sulfidrilo, el mercurio divalente reemplaza el átomo de hidrógeno para formar mercaptanos, X-Hg-SR´ y $Hg(SR)_2$, donde X es un grupo electronegativo y R un aminoácido como la cisteína. Los mercuriales orgánicos forman mercaptanos del tipo RHg-SR´. Inclusive en bajas concentraciones, los mercuriales pueden inactivar las enzimas, principalmente aquellas con grupos sulfidrilos, interfiriendo en el metabolismo y funciones de la célula (Wataha *et al.* 2008; Crespo-López *et* al. 2009; Burke *et al.* 2010).

1.4 PRODUCCION DE COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES

La producción comercial de compuestos organomercuriales, es principalmente para ser usados como agentes fungicidas; en general tienen como formula R-Hg-X, donde R es un grupo orgánico y X usualmente es un grupo inorgánico, en ocasiones puede ser un grupo orgánico polar como el acetato. Los grupos orgánicos son no polares y dan a la molécula un carácter lipofílico, los más comunes son alquil, fenil y metoxietil (EHC 1989). La solubilidad de los compuestos órgano-mercuriales depende primariamente de la naturaleza del grupo X, nitratos y sulfatos tiende a unirse como sales y son relativamente solubles en agua, mientras que los grupos clorados son covalentes, no polares y de baja solubilidad en agua. Los compuestos de metil-mercurio tienden a ser más volátiles que otros compuestos organomercuriales (Walker 2001).

La uniones R-Hg son químicamente estables y no se dividen en agua o por ácidos débiles o bases, debido a su baja afinidad por el oxigeno, pero sin embargo pueden ser rotos bioquímicamente (Walker 2001). Los compuestos organomercuriales tienen una fuerte afinidad por los grupos sulfidril (-SH) de proteínas y péptidos.

Ec. 1. $\mathrm{R-Hg-X + proteína \rightarrow R-Hg-S-proteína + X^- + H^+}$

Las tendencias a interactuar con grupos sulfidril -SH es el principio del modo de acción toxica de los compuestos organomercuriales y es también la base para un mecanismo de detoxificación. Además de la producción antropogénica de compuestos organomercuriales, el metil-mercurio también se genera desde la forma inorgánica del mercurio en el ambiente (King *et al*. 2002; Celo *et al.* 2004).

Ec. 2. $\mathrm{Hg \rightarrow Hg^{2+} \rightarrow CH_3Hg^+ \rightarrow (CH_3)_2Hg}$

Tanto el mercurio elemental como el mineral cinabrio (HgS) puede liberar el ion mercúrico Hg^{2+}. Las bacterias también pueden metilar el mercurio, principalmente en sedimentos, formando cationes de metil-mercurio (CH_3Hg^+) y dimetil mercurio (CH_3HgCH_3) (Walker 2001; Servensson *et al.* 2006; Holley *et* al. 2007).

1.5 METABOLISMO DE COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES

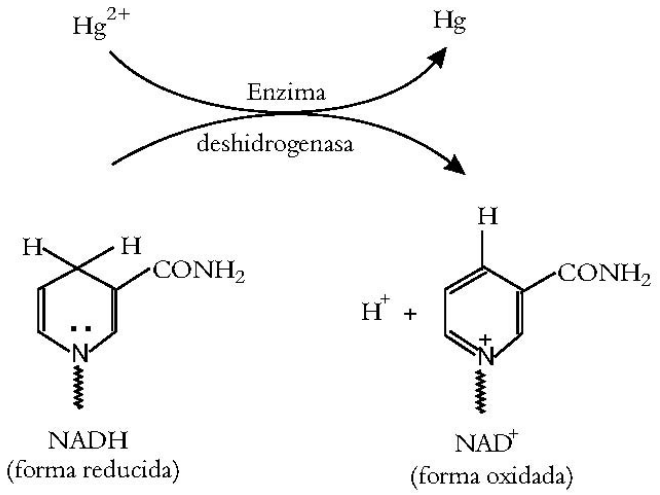
Las formas más solubles de mercurio (por ejemplo Hg^{2+}), son sintetizadas a través de la conversión de Hg^0 a Hg^{+2}, reacción de oxidación que ocurre en presencia de microorganismos aeróbicos en el que participa la catalasa, una enzima importante en el ciclo del oxígeno (Kim *et al.* 2006; Wu *et al.* 2011).

Ec. 3. $\mathrm{Hg} \rightleftharpoons \mathrm{Hg^{2+}} + 2\mathrm{e^-}$

Los microorganismos aeróbicos también pueden llevar a cabo la oxidación del mercurio a partir del HgS en el sedimento, oxidando el sulfuro a sulfito y luego a sulfato. El ión mercúrico (Hg^{2+}), puede ser reducido en un proceso de desintoxicación por microorganismos (ejemplo *Pseudomonas* sp.) a Hg^0 en presencia de NADH (Nicotinamida Adenina Dinucleótido reducido) que se oxida a NAD^+ (Nicotinamida Adenina Dinucleótido oxidado). El NAD^+ es una coenzima cuya función es actuar como agente en la transferencia de átomos de hidrógeno en las reacciones de oxidación – reducción (Figura 2) (Kim *et al.* 2006; Ramond *et al.* 2011; Wu *et al.* 2011).

La metilación de compuestos de mercurio ocurre con microorganismos catalizadores de reacciones formando uniones covalentes entre mercurio y CH_4 (Downs *et al.* 1998; Campbell *et al*. 2004). La presencia de cloruro, compuestos orgánicos y azufre influyen en el tipo de microorganismos y su capacidad para tomar y metilar mercurio (Campbell *et al*. 2004). Los mecanismos de síntesis de los compuestos metilados de mercurio han sido claramente identificados y en general pueden seguir dos rutas bioquímicas: una anaeróbica y la otra aeróbica.

Figura 2. Reducción enzimática del Hg^{2+} en presencia de NADH.



Fuente Walker 2001.

La primera involucra bacterias anaeróbicas, las cuales metilan el mercurio inorgánico (Hg^{2+}) usando la metilcobalamina CH_3CoB_{12} (un compuesto análogo a la Vitamina B_{12} o cianocobalamina), sintetizada por bacterias metanogénicas. La metilcobalamina puede también ser generada por muchas bacterias reductoras de sulfato. Entre los organismos anaerobios que metilan el mercurio pueden destacarse el *Clostridium cochlearium* y *Desulfovibrio desulfuricans*. A pesar de que la producción de metilcobalamina depende de un catalizador enzimático (Holmes y Lean 2006; Biswas *et al.* 2011).

La metilcobalamina transfiere un metilcarbanión (CH_3^-) al ion mercúrico (Hg^{2+}) para generar metil mercurio (CH_3Hg^+). La metilcobalamina también puede transferir un segundo metil carbanión al metil mercurio para producir el dimetil mercurio, $(CH_3)_2Hg$. Sin embargo, el primer paso de metilación del Hg es aproximadamente 6.000 veces más rápido que el segundo (Holmes y Lean 2006).

Ec. 4. $$CH_3CoB_{12} + Hg^{2+} \xrightarrow{H_2O} CH_3Hg^+ + H_2O \cdot CoB_{12}^+$$

La segunda vía bioquímica involucra las bacterias aeróbicas, las cuales incluyen: *Pseudomonas* spp, *Bacillus megaterium*, *Escherichia coli* y *Enterobacter aerogenes*. Entre los hongos que metilan al mercurio por esta vía tenemos *Asperigillus niger*, *Saccharomyces cerevisiae* y *Neurospora crasa*. Estos

microorganismos facilitan la formación de complejos entre el ion mercúrico con cisteína a través de la interacción de dicho ion el grupo sulfidrilo del aminoácido. Luego, usando el metilo como un grupo donador y una enzima transmetilasa, el CH_3Hg^+ es separado del complejo (Huang *et al.* 1999; Hsieh *et al.* 2009).

El complejo metil mercurio-cisteína tiene una similitud estructural a la metionina. Los mismos organismos que metilan el mercurio, también lo desmetilan por una reacción inversa a la metilación. La desmetilación del metil mercurio pueden llevarse a cabo en la columna de agua, interfase agua-sedimento y en el sedimento (Rodriguez *et al*. 2004; Monperrus 2007; Achá *et al.* 2011).

Los compuestos organomercuriales también se pueden volver a convertir en sus formas inorgánicas por la acción enzimática de la mercurio-liasa, el metabolismo enzimático es importante en este caso y este proceso se ha reportado tanto para microorganismos como para invertebrados. La mercurio-liasa cataliza el rompimiento del enlace entre el carbono y el mercurio en presencia de un agente reductor en exceso (Rodriguez *et al*. 2004; Monperrus 2007; Achá *et al.* 2011).

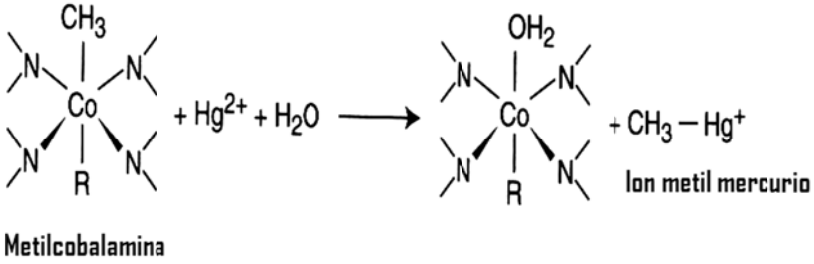
El metil mercurio es lentamente degradado por α-oxidación; otras formas alquiladas son sujetas a β-oxidación que es más rápida; esto explica porque el metil mercurio es degradado más lentamente que otras formas y por tanto es más persistente (Walker 2001). El fenil mercurio es degradado relativamente rápido a mercurio inorgánico por los vertebrados y es generalmente menos persistente que el alquil mercurio (Walker 2001).

Ec. 5. $\mathrm{R-Hg} \overset{0}{\rightarrow} \mathrm{Hg^{2+}}$

Otro tipo de detoxificación envuelve la producción de conjugados de cisteína, que son rápidamente excretados. El metil mercurio cisteína es un metabolito biliar importante en ratas y es degradado en su intestino, presumiblemente por microorganismos, liberando mercurio inorgánico (Cardellicchio *et al*. 2002; Yang *et al.* 2007b).

Una forma de la vitamina B_{12} produce metil carbanion, una especie reactiva que es responsable de la metilación de Hg^{2+} (Figura 3) (Nakamura *et al.* 2009). El metil cabanion actúa como un agente nucleofílico hacia los iones de Hg (Walker 2001).

Figura 3. Metilación del mercurio inorgánico por metilcobalamina.



Fuente. Modificado de Walker 2001.

1.6 TOXICIDAD DE LOS COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES

La toxicidad de los compuestos organomercuriales es debida a su tendencia por combinarse con grupos funcionales de algunas proteínas. Un primer sitio de acción es el sistema nervioso el sistema central en los mamíferos, por su capacidad de actuar como disruptor de la transmisión sináptica (Clarkson 1987; Atchison y Hare, 1994; Gassó *et al.* 2000; Moretto *et al.* 2005). Es importante distinguir entre la toxicidad del mercurio orgánico y las sales inorgánicas de mercurio; las formas inorgánicas pueden unirse a grupos –SH de las proteínas y causar efectos neurotóxicos, sin embargo el mercurio inorgánico cuando está en forma iónica, no puede atravesar tan fácilmente la barrera sangre-cerebro, mostrando menos tendencia que el mercurio orgánico lipofílico para alcanzar el sistema nervioso central (Aschner 1996; Walker 2001; Onyido *et al.* 2004; Moretto *et al.* 2005).

En general, la ingestión de especies de mercurio inorgánico, que incluyen las sales solubles en agua como el cloruro o sulfato de mercurio, ocasionan irritación del tracto gastrointestinal y daño hepático severo (Langford y Ferner 1999), también pueden inducir la parálisis progresiva y generalizada de las extremidades (Chu *et al.* 1998), y al igual que las formas orgánicas pueden causar efectos

neurotóxicos importantes en mamíferos (Aschner 1996; Onyido *et al.* 2004; Moretto *et al.* 2004; Moretto *et al.* 2005).

Alrededor del 90% de todo el metil mercurio presente en los alimentos, es absorbido a través del tracto gastrointestinal tanto en el hombre como en los animales. Seguido de tal absorción, gran parte del compuesto presente en el plasma es acumulado por los glóbulos rojos (eritrocitos) en una relación 300 a 1. Esto permite un eficiente transporte a través de todo el organismo y una distribución uniforme en tejidos y órganos. La solubilidad y la habilidad para unirse a macromoléculas biológicas, especialmente proteínas, resulta en una vida media larga en varios organismos. En el hombre, la vida media del metil mercurio presente en el organismo, ha sido estimada por Smith y Farris (1996) entre 51-56 días y por Smith *et al*. (1994) en 44 días, mucho mayor que la vida media de las formas inorgánicas de mercurio (3-4 días).

Las metalotioneínas (MTs) son un grupo de proteínas de gran importancia en el estudio de la toxicidad del mercurio. Son proteínas de bajo peso molecular presentes en alguna cantidad en todos los tejidos de los mamíferos y se pueden unir a los metales pesados, particularmente mercurio y cadmio, evitando la interacción de estos elementos con otras proteínas de las células, previniendo así su toxicidad (Nordberg y Nordberg 2000). La concentración de MT en las células es incrementada luego que estos metales inician procesos de transducción de señales bioquímicas que originan la activación de genes, con el consecuente incremento en la síntesis de estas proteínas protectoras, hecho que ha sido reportado en muchos órganos tales como el cerebro, el riñón y los testículos, entre otros (Tandon *et al.* 2001; Piacenza *et al.* 2009; Mieiro *et al.* 2011).

El metil mercurio es acumulado tanto en el cerebelo como en la corteza cerebral donde es fuertemente enlazado a las proteínas a través de los grupos sulfidrilos. Uno de los grandes problemas de este agente tóxico es su alta capacidad para atravesar la barrera placentaria (Bose-O'Reilly *et al.* 2010; Al-Saleh *et al.* 2011) en forma de un conjugado de mercurio-cisteína, a través del sistema de transporte activo para aminoácidos neutros (Kajiwara *et al.* 1996; Abdelouahab *et al.* 2010; Migdal *et al.* 2010).

La velocidad de transporte del metil mercurio a través de la barrera placentaria es 10 veces mayor respecto al mercurio inorgánico. En virtud de que los tejidos fetales tienen mayor afinidad para unirse al metil mercurio que los de la madre, los

niveles comienzan a ser más altos en el nuevo ser que en la madre expuesta. Una vez en el feto, el metil mercurio puede penetrar la barrera hemato-encefálica para llegar al sistema nervioso central, en donde ejerce gran parte de su toxicidad. Los efectos neurotóxicos prenatales pueden causar retardo mental y parálisis cerebral (Myers y Davidson 1998; Abdelouahab *et al.* 2010; Al-Saleh *et al.* 2011). El desarrollo del cerebro es particularmente vulnerable al metil mercurio, de tal forma que la vida prenatal es más susceptible al daño cerebral que la del adulto. La población de niños puede estar expuesta a mercurio o metil mercurio a través de la madre por una vía de transferencia desde la placenta o la leche materna (Fujita y Takabatake 1997; Barbosa *et al.* 1998; Barbosa y Dórea 1998; Byczkowski y Lipscomb 2001; Marques *et al.* 2007).

En mamíferos, la toxicidad del metil mercurio se manifiesta principalmente, en el daño al sistema nervioso central asociado con efectos comportamentales (Wolfe *et al.* 1998). Inicialmente los animales se ponen anoréxicos y letárgicos, con la progresión de la toxicidad, empieza la inhabilidad para coordinar voluntariamente los movimientos de los músculos (ataxia) y ocurre un deterioro visual; finalmente, ocurren convulsiones que llevan a la muerte (Myers *et al.* 1995; Boischio y Henshel 1996; Lebel *et al*. 1996; Clarkson 1997; Murata *et al.* 1999; Dolbec *et al.* 2000; Castoldi *et al.* 2001; Echeverria *et al*. 2005; Burke *et al.* 2010).

En experimentos con nutria (*Lutra canadensis*) en las que las dietas fueron dosificadas con metil mercurio al 2, 4 y 8 ppm (O'Connor y Nielsen 1981); se reportó anorexia y ataxia en dos de tres individuos a 2 ppm; anorexia, ataxia y lesiones neuronales a 4 ppm y la muerte a 8 ppm. Un Estudio con trucha moteada (*Cynoscion nebulosus*) del sur de Florida demostró que el mercurio causa inflamación intestinal, degeneración tubular y necrosis renal (Adams *et al.* 2010).

Otros estudios demuestran que el primer síntoma del envenenamiento con metil mercurio en aves es la reducción del consumo de alimento y el debilitamiento de las extremidades, la coordinación muscular es poca por la ataxia y las aves no pueden caminar ni volar (IAEA 1972). Un estudio que evaluó el riesgo poblacional de la acumulación de mercurio por aves de New York Bight, demostró que concentraciones de 1.5 ppm en huevos implica efectos en reproducción, eclosión de los huevos, comportamiento anormal e infertilidad (Burger y Gochfeld 1997).

En humanos, la evidencia clínica y epidemiológica indica que la vida prenatal es más sensible a los efectos tóxicos de metil mercurio que en la vida adulta; este

puede reaccionar directamente con importantes receptores en el sistema nervioso y se afecta el desarrollo neuronal normal, que conduce a una alteración en la arquitectura cerebral, las células heterotópicas, y disminución del tamaño del cerebro (WHO 1990).

Algunos compuestos de mercurio, conocidos como agentes teratogénicos, afectan específicamente el desarrollo normal del sistema nervioso central (Crespo-López *et al.* 2009) entre estos compuestos, el metil mercurio es directamente transferido al feto a través de la placenta, mientras que el mercurio inorgánico se conserva en el líquido amniótico, posiblemente debido a los iones tienen una baja solubilidad en lípidos (Lawrance *et al.* 2007; Berzas *et al*. 2009). Una incorporación más alta de mercurio se encuentra en los embriones de los animales expuestos al mercurio orgánico compuestos en comparación con los expuestos a la forma inorgánica (Lawrance *et al.* 2007; Berzas *et al*. 2009). Sin embargo, el mercurio inorgánico se acumula en los senos y se secreta en la leche materna, generando graves daños en el sistema nervioso en desarrollo (Schuurs 1999). Afecta también el desarrollo del lenguaje principal y las funciones motoras, la atención, la capacidad visual-espacial y verbal la memoria es también considerablemente afectada por la exposición prenatal de mercurio (UNEP 2002; Berzas *et al*. 2009).

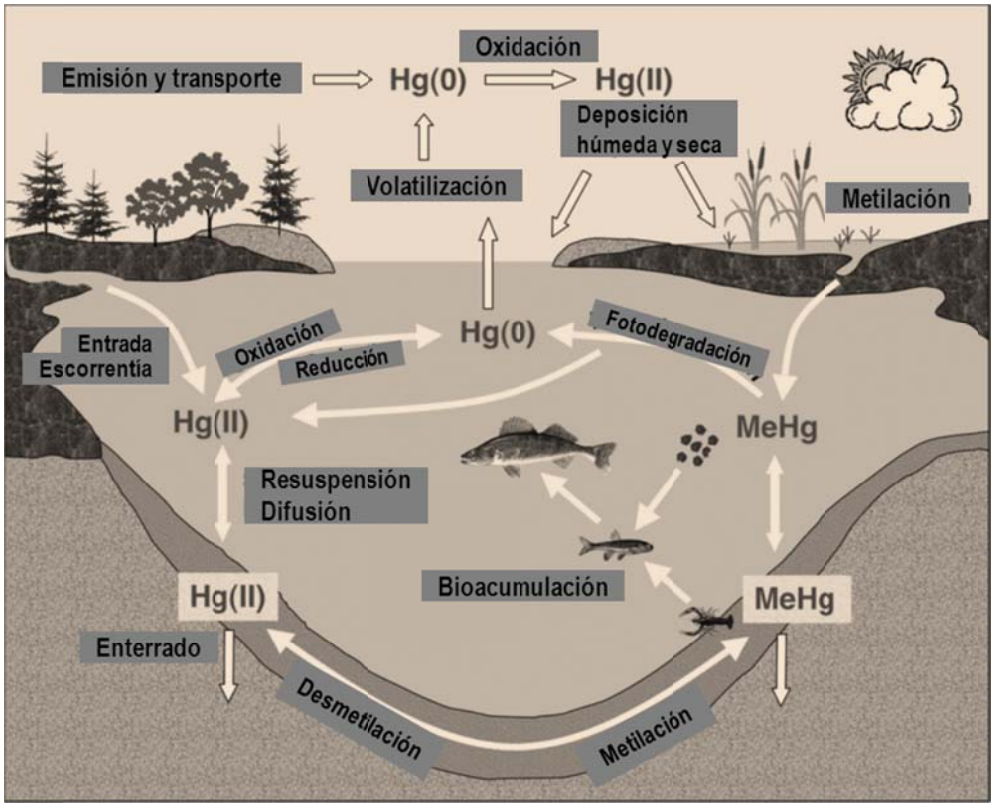
1.7 DESTINO AMBIENTAL DE COMPUESTOS ORGANOMERCURIALES

Los ciclos biológicos y químicos del mercurio en ambientes acuáticos, son procesos complejos que involucran varias vías y reacciones completamente dependientes de la naturaleza de la entrada de mercurio, la composición físico-química del sistema acuático y del estado metabólico de los diferentes componentes bióticos (figura 4) (Selin 2009).

Los contaminantes asociados con el proceso de secuestración de las partículas de sedimento, empiezan a unirse con las matrices orgánicas e inorgánicas por procesos de adsorción; en el caso del mercurio y otros metales pesados, los principales procesos de adsorción son co-precipitación y co-reacción con óxidos e hidróxidos de manganeso, hierro, ácidos húmicos, estructuras de arcillas y sulfitos (Gaona 2004). La acumulación de mercurio en los sedimentos depende no sólo, de la distribución de las entradas fluviales, sino de las interacciones químicas entre los metales y los constituyentes de los sedimentos (Kehrig *et al*. 2003); en los estuarios se presentan oscilaciones entre condiciones anóxicas y oxigenadas

en los sedimentos superficiales de igualmente alternadas por ciclos de sedimentación y resuspensión que afectan la presencia y especiación del mercurio (Tseng *et al*. 2001; Selin 2009).

Figura 4. Ciclo biogeoquímico del mercurio.

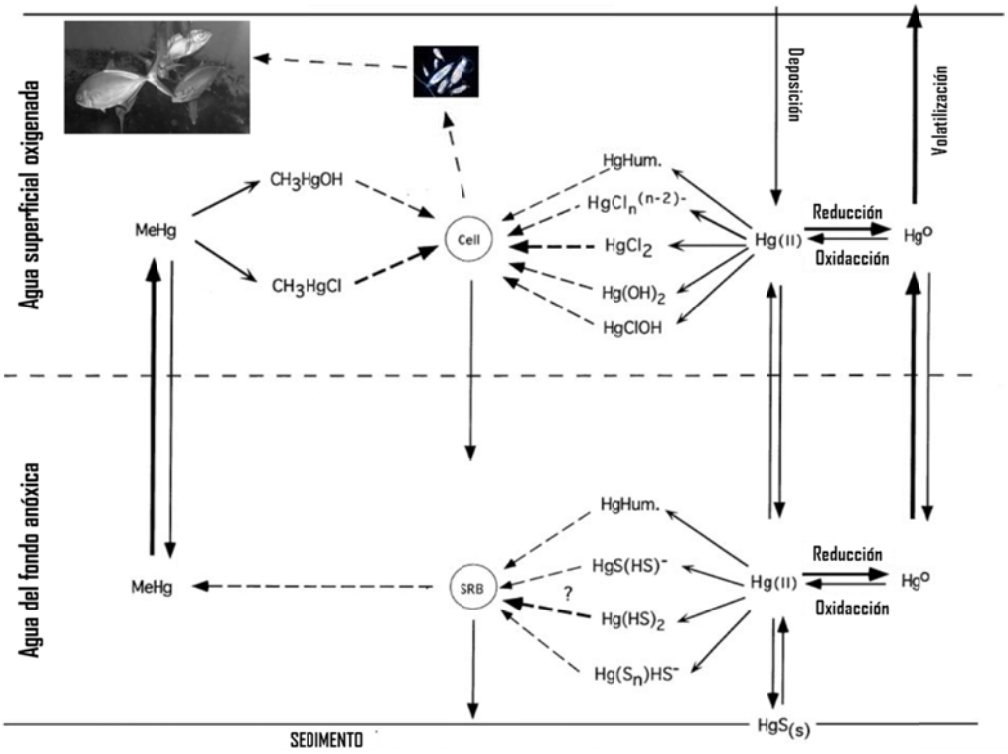


* Fuente: Modificado de Selin 2009.

El mercurio se asocia fuertemente con los sólidos suspendidos en el agua. La forma química de las especies disueltas de mercurio, determinan el modo de asociación con los sólidos suspendidos y su tiempo de residencia en la columna de agua. Los procesos de absorción y resuspensión en los sedimentos son determinantes críticos sobre el destino del mercurio en ecosistemas acuáticos (Moore y Ramamoorthy 1984; Gaona 2004). Casi todo el mercurio inorgánico disuelto en aguas oceánicas, existe en forma disociada como ion $[HgCl_4]^{-2}$. En las fuentes de agua continentales, sin embargo, donde hay poco cloruro el mercurio puede existir como $Hg(OH)_2$ (Morel *et al.* 1998; Olivero y Johnson 2002).

El dimetil mercurio puede ser tomado por los peces y transformado en un conjugado de metil-cisteína que es excretado. Sin embargo, la especie química más importante de mercurio en redes tróficas acuáticas es CH_3Hg^+, que existe en varios estados de combinación, con grupos sulfidril (S-) de proteínas y péptidos, y con iones inorgánicos como cloruro. Algunas formas de metil-mercurio como el CH_3HgCl, son altamente lipofílicos siendo bioacumulados y bioconcentrados progresivamente a lo largo de la cadena trófica en forma similar a los compuestos lipofílicos policlorinados (Figura 5) (Morel *et al.* 1998; Walker 2001).

Figura 5. Ciclo del mercurio en un ecosistema acuático.



* Fuente: Modificado de Morel *et al.* 1998. SRB: Bacterias sulfato reductoras.

1.8 MERCURIO EN ECOSISTEMAS ESTUARINOS.

Una de las razones por las cuales los ecosistemas costeros en especial los estuarios son importantes en ecología es que están sujetos a muchas perturbaciones de origen antropogénico lo cual modifica y altera la estructura y la

dinámica de las comunidades (Kennish 2002; Cardoso *et al*. 2008). En ecosistemas acuáticos el mercurio tiende a unirse a las partículas suspendidas en la columna de agua y eventualmente se acumulan en los sedimentos (Sanders *et al*. 2006). El mercurio en los sedimentos se precipita como sulfatos que se unen con hidróxidos de manganeso y se adhieren a la materia orgánica (Han *et al*. 2011).

La materia orgánica tiene un papel importante en los ecosistemas estuarinos porque interactua con otras sustancias, se liga a los metales y permite su especiación, movilidad y disponibilidad para los organismos (Lacerda y Fitzgerald 2001; Han *et al*. 2006). La fauna béntica es la clave en el proceso de ciclaje de nutrientes en la materia orgánica en la interface agua-sedimento; en general en los estuarios se presenta una alta retención de metales (Meyer 1996; Benoit *et al.* 1998; Mason *et al*. 1999; Muresan *et al*. 2007; Cardoso *et al*. 2008). Estas zonas son muy importantes en el estudio del destino de los contaminantes, lo que los hace ambientes de particular interés porque afectan directamente la especiación y particionalidad de los metales (Martín-Diomeadios *et al*. 2004).

La resuspensión de los sedimentos es un proceso importante para la reintroducción de metales como el mercurio dentro de la columna de agua y en el ciclo de partículas, nutrientes y contaminantes en la interfase sedimento-agua (Bloesch 1995); así la resuspensión de los sedimentos controla la redistribución de las partículas, y esto podría jugar un papel importante en la movilidad y biodisponibilidad del mercurio (Kim *et al.* 2004; Kim *et al.* 2006). Reacciones que envuelven oxido reducción de hierro, cambios en el contenido de carbono orgánico disuelto, la química de los sulfuros, cambios en las tasas de transformación de nutrientes y otras pueden cambiar las formas químicas del mercurio en los estuarios (Heyes *et al.* 2004) haciéndolo biodisponible para los organismos, pudiendo ser acumulado en sus tejidos (bioacumulación) y transferido por las redes tróficas (biomagnificación) (Bloom 1991; Watras y Bloom 1992; Ahumada 1994; Campbell *et al.* 2004; Oh *et al*. 2010).

Los humedales y zonas inundables se pueden asociar con un incremento en las concentraciones de mercurio en peces, probablemente porque en las zonas inundables existe gran cantidad de materia orgánica y baja concentración de oxígeno en el agua; dos variables importantes de manera indirecta en la biodisponibilidad del mercurio en estos ecosistemas (Conaway *et al.* 2003; Mirlean *et al.* 2003; Campbell *et al*. 2004). Estos factores promueven la metilación de mercurio por bacterias anóxicas que prosperan en ambientes con elevados contenidos de materia orgánica (Campbell *et al*. 2004; Covelli *et al.* 2011). Altas cantidades de materia orgánica también pueden quelar los compuestos de

mercurio y removerlos desde su vía de metilación reduciendo la fracción biodisponible de mercurio total (Lawrence y Mason 2001; Campbell *et al.* 2004; Heyes *et al.* 2006).

Teniendo en cuenta que una de las consecuencias del proceso de biomagnificación es, que a mayor número de niveles e interacciones tenga una red trófica, mayor será la concentración de productos contaminantes en los consumidores tope (McIntyre y Beauchamp 2007; Jæger *et al.* 2009). Por lo anterior, es de esperarse que en un ecosistema costero tropical, las redes tróficas detríticas trasfieran a través de ellas, más eficientemente mercurio, que las redes tróficas planctónicas por presentar éstas, menor número de eslabones e interacciones.

El entendimiento de cuáles son y cómo ocurren los procesos que permiten que los metales pesados se biomagnifiquen a través de las redes tróficas sólo se ha resuelto parcialmente; se han realizado diferentes estudios sobre la biomagnificación de metales pesados incluyendo mercurio que corroboran el proceso (Cabana *et al*. 1994; Bowles *et al*. 2001; Jæger *et al.* 2009; *Tadiso et al*. 2011). Sin embargo otros estudios lo refutan, considerando que no en todos los casos el proceso de biomagnificación se encuentra relacionado directamente con el nivel trófico de los organismos (Bargagli 1993; Loseto *et al.* 2008; Bowling *et al*. 2011). Podría esperarse que en los ecosistemas costeros tropicales, donde las variables físico-químicas varían constantemente, la biomagnificación no aumente a medida que aumenta el nivel trófico de los organismos, debido a la importancia de las variables relacionadas con el ciclo de vida de cada organismo sobre los procesos de metilación y acumulación de mercurio.

El comportamiento ambiental y la acumulación de mercurio en los organismos acuáticos, son procesos complejos, los cuales son regulados por reacciones químicas y biológicas que envuelven cantidades sumamente pequeñas de mercurio en la atmósfera, agua o sedimentos. Las propiedades biogeoquímicas de un ecosistema dado pueden incrementar o disminuir los cambios de un contaminante para alcanzar niveles tóxicos, sin importar la magnitud original en la fuente (Lacerda y Fitzgerald 2001; Zolfaghari *et al.* 2009; Tadiso *et al.* 2011).

La entrada de mercurio a los ecosistemas costeros puede ser por vía atmosférica (Engstrom y Swain 1997; Fitzgerald *et al*. 1998: Selin 2009), escorrentía desde zonas urbanas y descargas industriales (Morel *et al*. 1998; Mason y Lawrence

1999) que resulta en un nivel elevado de mercurio en los sedimentos. Por otro lado, el mercurio puede entrar a las redes tróficas vía fitoplancton, como los elementos traza como el mercurio tienen una alta afinidad a la materia orgánica suspendida, de esta manera el plancton bioconcentra activamente el mercurio suspendido en la columna de agua; así, puede llegar a incrementan sus concentraciones de 10^4 a 10^6 veces más que en la columna de agua (Watras y Blom 1992; Mason *et al.* 1996; Sanders y Riedle 1998; Miles *et al.* 2001; Monterroso *et al*. 2003; Sander *et al.* 2006).

El paso de mercurio inorgánico a metil mercurio, es el proceso que afecta la relación entre la entrada de mercurio y su concentración en la biota. Esta reacción es mediada por bacterias marinas sulfato-reductoras que se encuentran en el sedimento (Benoit *et al.* 1999; King *et al.* 1999; Yang *et al*. 2007b). Como estas bacterias son anaerobias, los sedimentos de ecosistemas costeros como estuarios, son un ambiente propicio para la producción de metil mercurio (Choi y Bartha 1994; Yang *et al*. 2007b), de esta manera los sedimentos actúan como reservorios de contaminantes como metales pesados que tengan alta afinidad por la materia orgánica (Gagnon *et al.* 1996; Mason y Lawrence 1999; Kim *et al.* 2006).

El metil mercurio es retenido y acumulado eficientemente por peces y otros organismos en sus tejidos, las rutas de entrada son directamente del agua y por vía trófica principalmente. Se ha demostrado que existe una correlación positiva o directa entre la concentración de mercurio con la talla y peso de los peces que se encuentran en áreas donde hay concentraciones altas de mercurio (Campbell *et al*. 2003; Campbell *et al*. 2004; Carrasco *et al.* 2011).

En los estuarios el mercurio tiene una fuerte afinidad por la materia orgánica y una disminución de la salinidad puede crear un efecto de resuspensión y redistribución de los sedimentos que puede disminuir los contenidos de mercurio en sedimentos superficiales; mientras que con el aumento de la salinidad, el material particulado que se encontraba en suspensión puede precipitarse rápidamente, trasfiriendo los contaminantes que se encuentran en la columna de agua hacia las capas superficiales de los sedimentos (Benoit *et al.* 1998; Wasserman *et al.* 2002). El pH afecta tanto el equilibrio de los iones libres del metal en el medio, haciendo que aumenten a pH bajos, como la especie química del mercurio favoreciendo la formación de compuestos orgánicos a pH bajos en el sedimento (Baeyens *et al*. 1998; Gilmour *et al.* 1998; Bloom *et al.* 1999).

El mercurio en su forma metilada principalmente, se bioacumula a través de todos los niveles tróficos (Watras y Bloom 1992; Kidd *et al.* 1995). Los niveles tróficos inferiores juegan un papel importante en la bioacumulación en peces, por ejemplo, en sistemas pelágicos la bioconcentración más grande ocurre entre el agua y el fitoplancton (Watras y Bloom 1992; Mason *et al*. 1996; Monterroso *et al*. 2003). Por otro lado, para los organismos bénticos es muy poca la información sobre los factores que controlan la acumulación de mercurio inorgánico y metil mercurio desde sus ambientes circundantes y sobre la química de los sedimentos y el agua que controlan o determinan este proceso (Gagnon y Fisher 1997; Lawrence y Mason 2001). La entrada de mercurio a las redes tróficas vía fitoplancton se incrementa más que en el agua (Mason *et al*. 1996; Miles *et al*. 2001; Monterroso *et al*. 2003) y los peces obtienen más mercurio desde sus presas (Hall *et al.* 1997; Stafford y Haines 2001; Monterroso *et al*. 2003; Pickhardt *et al.* 2005).

Los procesos de acumulación y transporte de mercurio y metil mercurio en las redes tróficas, son muy dinámicos e involucran numerosas variables (bióticas y abióticas) que interactúan entre si, como las ambientales (salinidad, temperatura, pH, concentraciones de otros químicos orgánicos, potencial redox, contenido húmico en el sedimento, etc.), propiedades del contaminante (hidrofobicidad, lipofilicidad, especies químicas, etc.), características biológicas de los organismos (hábitos alimentarios, estaciones de crianza, condiciones larvales o post-metamórficas, posición trófica, contenido de lípidos, metabolismo, especie, edad, etc.), factores ecológicos (como hábitat de las especies y distribución) historias de vida, biodisponibilidad del contaminante (entrada actual del contaminante, mecanismos de transporte, grado de contaminación etc.) y la actividad microbiana (Moore y Ramamoorthy 1984; Barron 1990; Clark *et al*. 1990; Gobas *et al.* 1999; Shin y Lam 2001; Pastor *et al*. 2004).

El papel y dinámica del detritus orgánico en las zonas inundables, ha sido controversial durante las dos décadas pasadas. Se cree que el detritus orgánico es uno de los principales componentes de la mayoría de los ecosistemas costeros con zonas inundables como los estuarios y una de las principales fuentes de alimento en estos, de esta manera, una alta producción de peces se puede relacionar al detritus orgánico y la mayor parte del flujo de energía en la mayoría de los estuarios puede ser por la vía metabólica detrítica (Valiela 1995). Sin embargo, con la aplicación de isótopos estables, se ha reevaluado este concepto. Se ha demostrado que en algunos estuarios, el fitoplancton puede ser la principal fuente de alimento para los consumidores (Sullivan y Moncreiff 1990; Deegan y Garrit 1997; Currin *et al.* 2003; Mancera 2003; Duque 2004).

La dinámica trófica de los ecosistemas costeros tiende a ser compleja por el gran número de interacciones entre los organismos, por lo cual, los procesos de bioacumulación y biomagnificación pueden ser más variables y menos predecibles, debido a que son más los factores que interactúan o se relacionan, creando más incertidumbre sobre estos procesos en los niveles tróficos superiores (Vanni *et al.* 1997; Ruiter *et al*. 2005).

Las zonas inundables tienen redes tróficas que abarcan ambientes terrestres y acuáticos e incluyen fauna con una variedad de estrategias alimentarias. Además, existen variados tipos de productores primarios, incluyendo plantas de marismas, manglares, praderas sumergidas y algas bentónicas, que soportan las redes tróficas detríticas además del fitoplancton; también hay redes basadas en el fitoplancton que es consumido por el zooplancton, que a su vez es el alimento de pequeños peces planctívoros.

1.9 REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Abdelouahab, N., G. Huel, A. Suvorov, B. Foliguet, V. Goua, G. Debotte, J. Sahuquillo, M.A. Charles y L. Takser. 2010. Monoamine oxidase activity in placenta in relation to manganese, cadmium, lead, and mercury at delivery. Neurotox. Terat. 32:256-261.

Achá, D. H. Hintelmann y J. Yee. 2011. Importance of sulfate reducing bacteria in mercury methylation and demethylation in periphyton from Bolivian Amazon región. Chemosp. 82:911-916.

Adams, D.H., C. Sonne, N. Basu, R. Dietz, D.H. Nam, P.S. Leifsson y A.L. Jensen. 2010. Mercury contamination in spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus*: An assessment of liver, kidney, blood, and nervous system. Scienc. Tot. Environ. 408:5808-5816.

Adams, D.H., R.H. McMichael Jr y G.E. Henderson. 2003. Mercury levels in marine and estuarine fishes of Florida 1989–2001. Florida Marine Research Institute Technical Report TR-9. 2nd ed. Florida. 43 p.

Adams, D.H., y R.H. McMichael Jr. 2001. Mercury levels in marine and estuarine fishes of Florida. Florida Marine Research Institute Technical Report TR-6. Florida. 35 pp.

Ahumada, R. 1994. Nivel de concentración e índice de bioacumulación para metales pesados (Cd, Cr, Hg, Ni, Cu, Pb y Zn) en tejidos de invertebrados bentónicos de Bahía San Vicente, Chile. Rev. Biol. Mar. 29:77-87.

Alonso, D., P. Pineda, J. Olivero, H. González y N. Campos. 2000. Mercury levels in muscle of two fish species and sediments from the Cartagena Bay and the Ciénaga Grande de Santa Marta, Colombia. Environ. Pollut. 109:157-163.

Al-Saleh, I., N. Shinwari, A. Mashhour, G.E.D. Mohamed y A. Rabah. 2011. Heavy metals (lead, cadmium and mercury) in maternal, cord blood and placenta of healthy women. Internat. J. Hygien. Environ. Health. 214:79-101.

Aschner, M. 1996. Astrocytes as modulators of mercury-induced neurotoxicity. Neurotox. 17:663–670.

Atchison, W.D., y M.F. Hare. 1994. Mechanisms of methylmercury induced neurotoxicity. FASEB J. 8:622–629.

Baeyens, W., C. Meuleman, B. Muhaya y M. Leermakers. 1998. Behaviour and speciation of mercury in the Scheldt estuary (water, sediments and benthic organisms). Hydrobiol. 366:63-79.

Barbosa, A.C., y J.G. Dórea. 1998. Indices of mercury contamination during breast feeding in the Amazon Basin. Environ. Toxicol. Pharmacol. 6:71–79.

Barbosa, A.C., S.R. Silva, y J.G. Dorea. 1998. Concentration of mercury in hair of indigenous mothers and infants from the Amazon basin. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 34:100–105.

Bargagli, R. 1993. Cadmium in the marine organisms from the Tyrrhenian Sea. No evidence of pollution or biomagnification. Oebalia Taranto. 19:13-25.

Barron, M.G. 1990. Bioconcentration. Environmental Science and Technology. 24:1612-1618.

Benoit, J.M., C.C. Gilmour, R.P. Mason y A. Heyes. 1999. Sulfide controls on mercury speciation and bioavailability to methylating bacteria in sediment pore waters. Environ. Scienc. Technol. 33:951-957.

Benoit, J.M., C.C. Gilmour, R.P. Mason, G.S. Riedel y G.F. Riedel. 1998. Behavior of mercury in the Patuxent river estuary. Biogeochem. 40:249-265.

Berzas, J.J., R.C. Rodríguez Martín-Doimeadios, M. Jiménez Moreno, J.L.M. Nascimento, A.M. Herculano y M.E. Crespo-López. 2009. Mercury speciation analysis on cell lines of the human central nervous system to explain genotoxic effects. Microch. Journ. 93:12-16.

Biswas, A., S.C. Brooks, C.L. Miller, J.J. Mosher, X.L. Yin y M.M. Drake. 2011. Bacterial growth phase influences methylmercury production by the sulfate-reducing bacterium *Desulfovibrio desulfuricans* ND132. Scienc. Tot. Environm. 409: 3943-3948.

Bloesch, J. 1995. Mechanisms, measurement and importance of sediment resuspension in lakes. Mar. Fresw. Res. 46:295-304.

Bloom, N.S. 1991. On the chemical form of mercury in edible fish and marine invertebrate tissue. Canadian Journal of Fish and Aquatic Science. 49:1010-1017.

Bloom, NS., G.A. Gill, S. Cappellino, C. Dobbs, L. McShea, C. Driscol, R. Mason y J. Rudd. 1999. Speciation and cycling of mercury in Lavaca bay, Texas, sediments. Environ. Scienc. Technol. 33:7-13.

Boischio, A.A., y D.S. Henshel. 1996. Risk assessment of mercury exposure through fish consumption by the riverside in the Madeira basin, Amazon, 1991. Neurotoxicol. 17:169-175.

Bose-O'Reilly, S., K.M. McCarty, N. Steckling y B. Lettmeier. 2010. Mercury Exposure and Children's Health. Curr. Probl. Pediat. Adolesc. Healt. Care. 40: 186-215.

Bowles, K.C., S.C. Apte, W.A. Maher, M. Kawei y R. Smith. 2001. Bioaccumulation and biomagnification of mercury in Lake Murray, Papua New Guinea. Can. J. Fish Aquat. Sci. 58:888-897.

Bowling, A.M., C.R. Hammerschmidt y J.T. Oris. 2011. Necrophagy by a benthic omnivore influences biomagnification of methylmercury in fish. Aquat. Toxicol. 102:134-141.

Burger, J., y M. Gochfeld. 1997. Risk, Mercury Levels, and Birds: Relating Adverse Laboratory Effects to Field Biomonitoring. Environ. Resear. 75:160-172.

Burger, J., y M. Gochfeld. 2006. Mercury in fish available in supermarkets in Illinois: Are there regional differences. Scienc. Tot. Environ. 367:1010-1016.

Burke, J.N., C.M. Bergeron, B.D. Todd y W.A. Hopkins. 2010. Effects of mercury on behavior and performance of northern two-lined salamanders (*Eurycea bislineata*). Environ. Pollut. 158: 3546-3551.

Byczkowski, J.Z. y J.C. Lipscomb. 2001. Physiologically based pharmacokinetic modeling of the lactational transfer of methylmercury. Risk Anal. 21:869-882.

Cabana G, A. Tremblay, J. Kalff y J.B. Rasmussen. 1994. Pelagic food-chain structure in Ontario lakes—a determinant of mercury levels in lake trout (*Salvelinus namaycush*). Can. J. Fish Aquat. Sci. 51:381–9.

Campbell, L.M., J.S. Balirwa, D.G. Dixon y R.E. Hecky. 2004. Biomagnification of mercury in fish from Thruston Bay, Napoleon Gulf, Lake Victoria (East Africa). Afric. J. Aquat. Sci. 29:91–96.

Campbell, L.M., R.E. Hecky, J. Nyaundi, R. Muggide y D.G. Dixon. 2003. Distribution and Food-web Transfer of Mercury in Napoleon and Winam Gulfs, Lake Victoria, East Africa. J. Great Lakes Res. 29:267–282.

Cardellicchio, N., A. Decataldo, A. Di Leo y A. Misino. 2002. Accumulation and tissue distribution of mercury and selenium in striped dolphins (Stenella coeruleoalba) from the Mediterranean Sea (southern Italy). Environ. Pollut. 116:265-271.

Cardoso P.G., A.I. Lillebø, C.B. Lopes, E. Pereira, A.C. Duarte y M.A. Pardal. 2008. Influence of bioturbation by Hediste diversicolor on mercury fluxes from estuarine sediments: A mesocosms laboratory experiment. Marin. Pollut. Bull. 56:325-334.

Carrasco, L., L. Benejam, J. Benito, J.M. Bayona y S. Díez. 2011. Methylmercury levels and bioaccumulation in the aquatic food web of a highly mercury-contaminated reservoir. Environ. Internat. 37:1213-1218.

Castoldi, A.F., T. Coccini, S. Ceccatelli y L Manzo. 2001. Neurotoxicity and molecular effects of methylmercury. Brain Res. Bull. 55:197-203.

CEDER. 1994. Plan de Desarrollo Minero del Sur de Bolívar. Centro de Estudios de Desarrollo Regional. Universidad de Cartagena. Cartagena. 25 p.

Celo, V., R.V. Ananth, S.L. Scott y D.R.S Lean. 2004. Methylmercury artifact formation during solid-phase extraction of water samples using sulfhydryl cotton fiber adsorbent. Analyt. Chimic. Acta. 516:171-177.

Choi, S.C., y R. Bartha. 1994. Environmental factors affecting mercury methylation in estuarine sediments. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 53:805–812.

Choy, C.M.Y., C.W.K. Lam, L.T.F. Cheung, C.M. Briton-Jones y C.J. Haines. 2002. Infertility, blood mercury concentrations and dietary seafood consumption: a case-control study. BJOG. 109:1121–1125.

Chu, C.C., C.C. Huang, S.J. Ryu y T.N. Wu. 1998. Chronic inorganic mercury induced peripheral neuropathy. Acta Neurol. Scand. 98:461-465.

Clark, T., K. Clark, S. Paterson, D. Mackay y R.J. Norstrom. 1990. Wildlife monitoring, modeling and fugacity. Environ. Scienc. Technol. 22:120-127.

Clarkson, T.W. 1987. Metal toxicity in the central nervous system. Environ. Health Perspect. 75:59-64.

Clarkson, T.W. 1990. Human health risks from methylmercury in fish. Environ. Toxicol. Chem. 9:821-823.

Clarkson, T.W. 1997. The toxicology of mercury. Crit. Rev. Clin. Lab. Sci. 34:369-403.

Clarkson, T.W. 2002. The three modern faces of mercury. Environ. Health Perspect. 110:11-23.

Conaway, C.H., S. Squire, R.P. Mason y A.R. Flegal. 2003. Mercury speciation in the San Francisco Bay estuary. Marin. Chem. 80:199-225.

Covelli, S., A. Emili, A. Acquavita, N. Koron y J. Faganeli. 2011. Benthic biogeochemical cycling of mercury in two contaminated northern Adriatic coastal lagoons. Contin. Shelf Resear. 31:1777-1789.

Crespo-López, M.E., G.L. Macêdo, S.I.D. Pereira, G.P.F. Arrifano, D.L. Picanco-Diniz, J.M. Nascimento y A.M. Herculano. 2009. Mercury and human genotoxicity: Critical considerations and possible molecular mechanisms. Pharmacol. Resear. 60:212–220.

Currin, C.A., S.C. Wainright, K.W. Able, M.P. Weinstein y C.M. Fuller. 2003. Determination of food webs support and trophic position of the mummichog, *Fundulus heteroxlitus*, in New Jersey smooth cordgrass (*Spartina alterniflora*), common reed (*Phragmites australis*), and restored salt marshes. Estuar. 26:485-510.

Deegan, L.A., y R.H. Garritt. 1997. Evidence for spatial variability in estuarine food webs. Marin. Ecol. Prog. Series. 147:31-47.

Dolbec, J., D. Mergler, C.J. Sousa-Passos, S. Sousa de Morais y J. Lebel. 2000. Methylmercury exposure affects motor performance of a riverine population of the Tapajos river, Brazilian Amazon. Int. Arch. Occup. Environ. Health. 73:195-203.

Downs, S., C. Macleod y J. Lester. 1998. Mercury in precipitation and its relation to bioaccumulation in fish: A literature review. Wat. Air Soil Pollut. 108:149-187.

Duque, G. 2004. Influence of the marsh edge on the structure and trophic ecology of the fish and macroinvertebrate community in a Lousinana estuarine ecosystem. Dissertation for the degree of Doctor of Philosophy. Lousiana State University. Baton Rouge. 126 p.

Ebinghaus, R., R.R. Turner, L.D. Lacerda, O. Vasiliev y W. Salomons. (Eds). 1999. Mercury Contaminated Sites. Characterization, Risk Assessment and Remediation. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, Germany. 28 p.

Echeverria, D., J.S. Woods, N.J. Heyer, D.S. Rohlman, F.M. Farin, A.C. Bittner, T. Li y C. Garabedian. 2005. Chronic low-level mercury exposure, BDNF polymorphism, and associations with cognitive and motor function. Neurotox. Terat. 27:781-796.

EHC. 1989. Mercury – Environmental aspects, Nº86. Environmental Health Criteria. Geneva. WHO. 37 p.

El-Shehawi, A.M., F.K. Ali, M.A. Seehy. 2007. Estimation of wáter pollution by genetic biomarkers in tilapia and catfish species shows species-site interaction. Afr. J. Biotechnol. 6:840–846.

Engstrom, D.R., y E.B. Swaim. 1997. Recent declines in atmospheric mercury deposition in the upper Midwest. Environ. Scienc. Technol. 31:960-967.

Falandysz, J. 2002. Mercury in mushrooms and soil of the Tarnobrzeska Plain, south-eastern Poland. J. Environ. Sci. Health A. Tox. Hazard Subst. Environ. Eng. 37: 343–352.

Fergusson, J.E. 1990. The Heavy Elements: Chemistry, environmental impact and health effects. Oxford. UK. Pergamon Press. 614 p.

Fitzgerald, W.F., D.E. Engstrom, R.P. Mason y E.A. Nater. 1998. The case for atmospheric mercury contamination in remote areas. Environ. Scienc. Technol. 32:1-7.

Fitzgerald, W.F., y T.W. Clarkson. 1991. Mercury and monomethylmercury: present and future concerns. Environ. Health Perspect. 96:159-66.

Fujita, M., y E. Takabatake. 1977. Mercury Levels in Human Maternal and Neonatal Blood, Hair and Milk. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 18:205-209.

Gagnon, C., E. Pelletier, A. Mucci y E.A. Fitzgerald. 1996. Diagenetic behavior of methylmercury in organic-rich coastal sediments. Limnol. Oceanog. 41:428-434.

Gagnon, C., y N. Fisher. 1997. Bioavailability of sediment-bound methyl and inorganic mercury to a marine bivalve. Environ. Sci. Technol. 31:993-998.

Gaona X. 2004. El mercurio como contaminante global. Desarrollo de metodologías para su determinación en suelos contaminados y estrategias para la reducción de su liberación al medio ambiente. Memoria presentada para aspirar al grado de doctor en química. Universitat Autonoma de Barcelona. Barcelona. 159 p.

Gassó, S., C. Suñol, C. Sanfeliu, E. Rodriguez-Farré y R.M. Cristòfol. 2000. Pharmacological characterization of the effects of methylmercury and mercuric chloride on spontaneous noradrenaline release from rat hippocampal slices. Life Sci. 67:1219-1231.

Ghose, A.J. (Ed.). 1994. Small-Scale Mining. A Global Overview Aa Balkema. Rotterdam, Netherlands. 380 p.

Gibičar, D., M. Horvat, M. Logar, V. Fajon, I. Falnoga, R. Ferrara, E. Lanzillotta, C. Ceccarini, B. Mazzolai, B. Denby y J. Pacyna. 2009. Human exposure to mercury in the vicinity of chlor-alkali plant. Environ. Res. 109:355-367.

Gilmour, C.C., G.S. Riedel, M.C. Ederington, J.T. Bell, J.M. Benoit, G.A. Gill y M.C. Stordal. 1998. Methylmercury concentrations and production rates across a trophic gradient in the northern Everglades. Biogeochem. 40:327-345.

Gobas, F.A., J. Wilcockson, R. Russell y G. Haffner. 1999. Mechanisms of biomagnification in fish under laboratory and field conditions. Environ. Scienc. Technol. 33:133-141.

Hall, B.D., R.A. Bodaly, R.J.P. Fudge, J.W.M. Rudd y D.M. Rosenberg. 1997. Food as the dominant pathway of methylmercury uptake by fish. Water Air Soil Pollution. 100:13–24.

Han, S., G.A. Gill, R.D. Lehman y K.Y. Choe. 2006. Complexation of mercury by dissolved organic matter in surface waters of Galveston Bay, Texas. Marin. Chem. 98:156-166.

Han, S., J. Gieskes, A. Obraztsova, D.D. Deheyn y B.M. Tebo. 2011. Relocation effects of dredged marine sediments on mercury geochemistry: Venice lagoon, Italy. Estuarin. Coast. Shelf Scien. 93:7-13.

Heyes, A, C. Miller y R.P. Mason. 2004. Mercury and methylmercury in Hudson River sediment: impact of tidal resuspension on partitioning and methylation. Marin. Chem. 90:75-89.

Heyes, A., R.P. Mason, E.H. Kim y E. Sunderland. 2006. Mercury methylation in estuaries: Insights from using measuring rates using stable mercury isotopes. Marin. Chem. 102:134-147.

Holley, E.A., A. J. McQuillan, D. Craw, J.P. Kim y S.G. Sander. 2007. Mercury mobilization by oxidative dissolution of cinnabar (α-HgS) and metacinnabar (β-HgS). Chem. Geol. 240:313-325.

Holmes, J., y D. Lean. 2006. Factors that influence methylmercury flux rates from wetland sediments. Scienc. Tot. Environ. 368:306-319.

Hsieh, J.L., C.Y. Chen, M.H. Chiu, M.F. Chein, J.S. Chang, G. Endo y C.C. Huang. 2009. Expressing a bacterial mercuric ion binding protein in plant for phytoremediation of heavy metals. Journ. Hazard. Mater. 161:920-925.

Huang C.C., M. Narita, T. Yamagata, Y. Itoh y G. Endo. 1999. Structure analysis of a class II transposon encoding the mercury resistance of the Gram-positive bacterium *Bacillus megaterium* MB1, a strain isolated from Minamata Bay, Japan. Gene. 234:361-369.

Hylander, L.D. 2001. Global mercury pollution and its expected decrease after a mercury trade ban. Water Air Soil Pollut. 125:331-344.

IAEA. 1972. Mercury contamination in man and his environment. Technical report series. Nº.137. International Atomic Energy Agency. Vienna. 132 p.

Ikingura, J., y R.H. Akagi. 1996. Monitoring of fish and human exposure to mercury due to gold mining in the Lake Victoria goldfields, Tanzania. Scienc. Tot. Environ. 191:59-68.

Jæger, I., H. Hop y G.W. Gabrielsen. 2009. Biomagnification of mercury in selected species from an Arctic marine food web in Svalbard. Scien. Tot. Environ. 407:4744-4751.

Kajiwara, Y., A. Yasutake, T. Adachi y K. Hirayama. 1996. Methylmercury transport across the placenta via neutral amino acid carrier. Arch. Toxicol. 70:310-314.

Kehrig, H.A., F.N. Pinto, I. Moreira y O. Malm. 2003. Heavy metals and methylmercury in a tropical coastal estuary and a mangrove in Brazil. Organic Geochem. 34:661-669.

Kennish, M.J. 2002. Environmental threats and environmental future of estuaries. Environ. Conserv. 29:78–107.

Kidd, K.A., R.H. Hesslein, R.J.P. Fudge y K.A. Hallard. 1995. The influence of trophic level as measured by delta N15 on mercury concentrations in freshwater organisms. Water Air Soil Pollut. 80:1011-1015.

Kim, E.H., R.P. Mason, E.T. Porter y H.L. Soulen. 2004. The effect of resuspension on the fate of total mercury and methylmercury in a shallow estuarine ecosystem: a mesocosm study. Marin. Chem. 86:121-137.

Kim, E.H., R.P. Mason, E.T. Porter y H.L. Soulen. 2006. The impact of resuspension on sediment mercury dynamics, and methylmercury production and fate: A mesocosm study. Marin. Chem. 102:300-315.

King, J.K., S.M. Harmon, T.T. Fu y J.B. Gladden. 2002. Mercury removal, methylmercury formation, and sulfate-reducing bacteria profiles in wetland mesocosms. Chemosp. 46: 859-870.

King, J.K., M. Saunders, R.F. Lee y R.A. Jahnke. 1999. Coupling mercury methylation rates to sulfate reduction rates in marine sediments. Environ. Toxicol. Chem. 18:1362-1369.

Knobeloch, L., D. Steenport, C. Schrank y H. Anderson. 2006. Methylmercury exposure in Wisconsin: A case study series. Environ. Resear. 101:113–122.

Lacerda, L.D., y W.F. Fitzgerald. 2001. Biogeochemistry of mercury in wetlands. Wet. Ecol. Manag. 9:291–293.

Langford, N., y R. Ferner. 1999. Toxicity of mercury. J. Hum. Hypertens. 13:651-656.

Laporte, J.M., J.P. Truchot, F. Ribeyre y A. Boudou. 1997. Combined effects of water pH and salinity on the bioaccumulation of inorganic mercury and methylmercury in the shore crab *Carcinus maenas.* Marin. Pollut. Bullet. 34:880-893.

Lawrance, L., D.A. Putt, S.E. Hueni, S.G. Payton y J. Zwickl. 2007. Interactive toxicity of inorganic mercury and trichloroethylene in rat and human proximal tubules: Effects on apoptosis, necrosis, and glutathione status. Toxicol. Appl. Pharm. 221:349-362.

Lawrence, A.L., y R.P. Mason. 2001. Factors controlling the bioaccumulation of mercury and methylmercury by estuarine amphipod *Leptocherirus plumulosus*. Environ. Pollut. 111:217-231.

Lebel, J., D. Mergler, F. Branches, M. Lucotte, M. Amorin, F. Larribe y J. Dolbec. 1996. Neurotoxic effects of low-level methylmercury contamination in the Amazonian basin. Environ. Res. Section A. 79:20-32.

Lee S., Md.F. Mian, H.J. Lee, C. Kang, J.S. Kim, S.H. Ryu, P.G. Suh y E. Kim. 2006. Thimerosal induces oxidative stress in HeLa S epithelial cells. Environ. Toxicol. Pharm. 22:194–199.

Li, G., X. Feng, Z. Li, G. Qiu, L. Shang, P. Liang, D. Wang y Y. Yang. 2010. Mercury emission to atmosphere from primary Zn production in China. Scienc. Tot. Environm. 408:4607-4612.

Li, P., X.B. Feng, G.L. Qiu, L.H. Shang y Z.G. Li. 2009. Mercury pollution in Asia: A review of the contaminated sites. Journ. Hazard. Mater. 168:591-601.

Lin, C.J., P. Pongprueksa, O. Russell, S.E. Lindberg, S.O. Pehkonen, C. Jang, T. Braverman y T.C. Ho. 2007. Scientific uncertainties in atmospheric mercury models II: Sensitivity analysis in the CONUS domain. Atmosph. Environ. 41:6544-6560.

Lin, C.J., P. Pongprueksa, S.E. Lindberg, S.O. Pehkonen, D. Byun y C. Jang. 2006. Scientific uncertainties in atmospheric mercury models I: Model science evaluation. Atmosph. Environ. 40: 2911-2928.

Loseto, L.L., G.A. Stern, D. Deibel, T.L. Connelly, A. Prokopowicz, D.R.S. Lean, L. Fortier y S.H. Ferguson. 2008. Linking mercury exposure to habitat and

feeding behaviour in Beaufort Sea beluga whales. Journ. Marin. Sys. 74:1012-1024.

Malm, O. 1998. Gold mining as a source of mercury exposure in the Brazilian Amazon. Environ. Res. Section A. 77:73-78.

Mancera, J.E. 2003. The contribution of mangrove outwelling to costal food webs as a function of environmental settings. Dissertation for the degree Doctor of Philosophy. University of Luisiana at Lafayette. Lafayette. 97 p.

Marques, R.C., J.G. Dórea, W.R. Bastos y O. Malm. 2007. Changes in children hair-Hg concentrations during the first 5 years: Maternal, environmental and iatrogenic modifying factors. Regulat. Toxicol. Pharm. 49:17–24.

Marrugo, J., E. Lans y L. Benítez. 2007. Hallazgo de mercurio en peces de la ciénaga de ayapel, córdoba, Colombia. Rev. MVZ Córdoba. 12: 878-886.

Martín-Doimeadios, R.C., E. Tessier, D. Amouroux, R. Guyoneaud, R. Duran, P. Caumette y O.F.X. Donard. 2004. Mercury methylation/demethylation and volatilization pathways in estuarine sediment slurries using species-specific enriched stable isotopes. Marin. Chem. 90:107-123.

Mason, R.P., y A.L. Lawrence. 1999. The concentration, distribution and bioavailability of mercury in sediments of Baltimore Harbor and Chesapeake Bay. Environ. Toxicol. Chem. 18:2138-2447.

Mason, R.P., J.R. Reinfelder y F.M.M. Morel. 1996. Uptake, toxicity and trophic transfer of mercury in a coastal diatom. Environ. Scienc. Technol. 30:1835-1845.

Mason, R.P., N.M. Lawson, A.L. Lawrence, J.J. Learner, J.G. Lee y G.R. Sheu. 1999. Mercury in the Chesapeake Bay. Marin. Chem. 65:77-96.

McIntyre, J.K., y D.A. Beauchamp. 2007. Age and trophic position dominate bioaccumulation of mercury and organochlorines in the food web of Lake Washington. Scienc. Tot. Environ. 372:571-584.

Meyer, U. 1996. On the Fate of Mercury in the Northeastern Brazilian Mangrove System, Canal de Santa Cruz, Perambuco. Zentrum für Marine Tropenökologie-ZMT. Faherenheitstr. Bremen. 105p.

Mieiro, C.L., L. Bervoets, S. Joosen, R. Blust, A.C. Duarte, M.E. Pereira y M. Pacheco. 2011. Metallothioneins failed to reflect mercury external levels of exposure and bioaccumulation in marine fish – Considerations on tissue and species specific responses. Chemosph. 85:114-121.

Migdal, C., M. Tailhardat, P. Courtellemont, M. Haftek y M. Serres. 2010. Responsiveness of human monocyte-derived dendritic cells to thimerosal and mercury derivatives. Toxicol. Appl. Pharm. 246:66-73.

Miles, C.J., H.A. Moye, E.J. Phlips y B. Sargent. 2001. Partitioning of monomethylmercury between freshwater algae and water. Environ. Scienc. Technol. 35:4277–82.

Mirlean, N., V.E. Andrus y P. Baisch. 2003. Mercury pollution sources in sediments of Patos Lagoon Estuary, Southern Brazil. Marin. Pollut. Bull. 46:331-334.

Monperrus, M., E. Tessier, D. Amouroux, A. Leynaert, P. Huonnic y O.F.X. Donard. 2007. Mercury methylation, demethylation and reduction rates in coastal and marine surface waters of the Mediterranean. Marin. Chem. 107:49-63.

Monterroso P., S.N. Abreu, E. Pereira, C. Vale y A.C. Duarte. 2003. Estimation of Cu, Cd and Hg transported by plankton from a contaminated area (Ria deAveiro). Acta Oecol. 24: 351–357.

Moore, J.W., y S. Ramamoorthy. 1984. Heavy Metals in Natural Waters: Applied Monitoring and Impact Assessment. Springer-Verlang. New Cork. 286 p.

Morel, F.M.M., A.M.I. Kraepiel y M. Amyot. 1998. The chemical cycle and bioaccumulation of mercury. Annu. Rev. Ecol. Syst. 29:543–66.

Moretto, M.B., C. Funchal, A.Q. Santos, C. Gottfried, B. Boff, G. Zeni, R. Pessoa-Pureur, D.O. Souza, S. Wofchuk y J.B.T. Rocha. 2005. Ebselen protects glutamate uptake inhibition caused by methyl mercury but does not by Hg^{2+}. Toxicol. 214:57-66.

Moretto, M.B., J. Franco, T. Posser, C.W. Nogueira, G. Zeni y J.B.T. Rocha. 2004. Ebselen protects Ca^{2+} influx blockage but does not protect glutamate uptake inhibition caused by Hg^{2+}. Neurochem. Res. 10:1–6.

Murata, K., P. Weihe, S. Araki, E. Budtz-Jorgensen y P. Grandjean. 1999. Evoked potentials in Faroese children prenatally exposed to methylmercury. Neurot. Terat. 21:471-472.

Muresan, B., D. Cossa, S. Richard y B. Burban. 2007. Mercury speciation and exchanges at the air–water interface of a tropical artificial reservoir, French Guiana. Scienc. Tot. Environ. 385:132-145.

Myers G.J., y P.W. Davidson. 1998. Prenatal methylmercury exposure and children: neurologic, developmental, and behavioral research. Environ. Health Perspect. 106:841-847.

Myers, G.J., P.W. Davidson, C. Cox, C. Shamlaye, M. Tanner, O. Choisy, J. Sloane-Reeves, D. Marsh, E. Cernichiari y A. Choi. 1995. Neurodevelopmental outcomes of Seychellois children sixty-six months after in utero exposure to methylmercury from a maternal fish diet: pilot study. Neurotox. 16:639-652.

Nakamura, K., Y. Hisaeda, L. Pan y H. Yamauchi. 2009. Methyl transfer from a hydrophobic vitamin B_{12} derivative to arsenic trioxide. J. Organom. Chem. 694: 916-921.

Nordberg, M., y G.F. Nordberg. 2000. Toxicological aspects of metallothionein. Cell. Mol. Biol. (Noisy-le-grand). 46:451-463.

O'Connor, D.J., y S.W. Nielsen. 1981. Environmental survey of methylmercury levels in wild mink (*Mustela vison*) and otter (*Lutra canadensis*) from Northeastern United States and experimental pathology of methylmercurialism in the otter. Proceedings: Worldwide Furbearer Conference, Forstburg, MD, USA. Agosto 3-11. 1728 p.

Oh, S., M.K. Kim, S.M. Yi y K.D. Zoh. 2010. Distributions of total mercury and methylmercury in surface sediments and fishes in Lake Shihwa, Korea. Scienc. Tot. Environ. 408:1059-1068.

Olivero J., B. Johnson y E. Arguello. 2002. Human exposure to mercury in San Jorge river basin, Colombia (South America). Scienc. Total Environ. 289: 41-47.

Olivero, J. y B. Johnson. 2002. El lado oscuro de la minería del oro: La contaminación con mercurio en el norte de Colombia, ALPHA impresores Lta. Universidad de Cartagena. Cartagena. 123 p.

Olivero, J., B. Johnson, C. Mendoza-Marin, R. Paz-Martinez, R. Olivero-Verbel. 2004. Mercury in the aquatic environment of the Village of Caimito at the Mojana region, North of Colombia. Water Air Soil Pollut. 159:409–420.

Olivero-Verbel, J., B. Johnson-Restrepo, R. Baldiris-Avila, J. Güette-Fernández, E. Magallanes-Carreazo, L. Vanegas-Ramírez y N. Kunihiko. 2008. Human and crab exposure to mercury in the Caribbean coastal shoreline of Colombia: Impact from an abandoned chlor-alkali plant. Environ. Internat. 34:476-482.

Onyido, I., A.R. Norris y E. Buncel. 2004. Biomoleculemercury interactions: modalities of DNA base-mercury binding mechanisms remediation strategies. Chem. Rev. 104:5911-5929.

Pastor, D., C. Sanpera, J. González-Solís, X. Ruiz y J. Albaigés. 2004. Factors affecting the organochlorine pollutant load in biota of a rice field ecosystem (Ebro Delta, NE Spain). Chemosp. 55:567–576.

Pereira, P., H. Pablo, C. Vale y M. Pacheco. 2010. Combined use of environmental data and biomarkers in fish (*Liza aurata*) inhabiting a eutrophic and metal-contaminated coastal system—gills reflect environmental contamination. Mar. Environ. Res. 69:53-62.

Piacenza, F., M. Malavolta, C. Cipriano, L. Costarelli, R. Giacconi, E. Muti, S. Tesei, S. Pierpaoli, A. Basso, M. Bracci, V. Bonacucina, L. Santarelli y E. Mocchegiani. 2009. L-Arginine normalizes NOS activity and zinc-MT homeostasis in the kidney of mice chronically exposed to inorganic mercury. Toxicol. Lett. 189:200-205.

Pickhardt, P.C., C.L. Folt, C.Y. Chen, B. Klaue y J.D. Blum. 2005. Impacts of zooplankton composition and algal enrichment on the accumulation of mercury in an experimental freshwater food web. Scienc. Total Environ. 339:89–101.

Pleijel K., y J. Munthe. 1995. Modeling the atmospheric chemistry of mercury. The importance of a detailed description of the chemistry of cloud water. Water Air Soil Pollut. 80:317-324.

Ramond, J.B., F. Petit, L. Quillet, B. Ouddane y T. Berthe. 2011. Evidence of methylmercury production and modification of the microbial community structure in estuary sediments contaminated with wastewater treatment plant effluents. Marin. Pollut. Bull. 62:1073-1080.

Richardson, G.M., R. Wilson, D. Allard, C. Purtill, S. Douma y J. Gravière. 2011. Mercury exposure and risks from dental amalgam in the US population, post-2000. Scienc. Tot. Environ. 409:4257-4268.

Rodriguez, R.C., E. Tessier, D. Amouroux, R. Guyoneaud, R. Duran, P. Caumette, O.F.X. Donard. 2004. Mercury methylation/demethylation and volatilization pathways in estuarine sediment slurries using species-specific enriched stable isotopes. Marin. Chem. 90:107-123.

Ruiter, P.C., V. Wolter y J. Moore. 2005. Dinamic food webs. Multispecies assemblages, ecosystem development and environmental change. Ed. Elsevier. 590 p.

Salehi Z., y A. Esmaili-Sari. 2010. Hair mercury levels in pregnant women in Mahshahr, Iran: Fish consumption as a determinant of exposure. Scienc. Tot. Environ. 408:4848-4854.

Sanders, C.J., I.R. Santos, E.V. Silva-Filho y S.R. Patchineelam. 2006. Mercury flux to estuarine sediments, derived from Pb-210 and Cs-137 geochronologies (Guaratuba Bay, Brazil). Marin. Pollut. Bull. 52:1085-1089.

Sanders, J.G., y G.F. Riedle. 1998. Metal accumulation and impacts in plankton. 60-76. En: Langston, W.L., M.J. Bebianno. (Eds.). Metal Metabolism in Aquatic Environment. Springer. London, 472 p.

Satoh, H. 2000. Occupational and environmental toxicology of mercury and its compounds. Ind. Health. 38:153-64.

Schuurs AH., 1999. Reproductive toxicity of occupational mercury. A review of the literature. J Dent. 27:249–56.

Selin, N.E. 2009. Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. Annual Rev. Environ. Resour. 34:43-63.

Shastri, Y., y U. Diwekar. 2008. Optimal control of lake pH for mercury bioaccumulation control. Ecolog. Modell. 216:1-17.

Shenker, B.J., T.L. Guo y I.M. Shapiro. 1998. Low-level methylmercury exposure causes human T-cells to undergo apoptosis: evidence of mitochondrial dysfunction. Environ. Res. 77:149-159.

Shin, P., y W. Lam. 2001. Development of a marine sediment pollution index. Environ. Pollut. 113:281-291.

Smith, J.C., y F.F. Farris. 1996. Methyl mercury pharmacokinetics in man: a reevaluation. Toxicol. Appl. Pharmacol. 137:245-252.

Smith, J.C., P.V. Allen, M.D. Turner, B. Most, H.L. Fisher y L.L. Hall. 1994. The kinetics of intravenously administered methyl mercury in man. Toxicol. Appl. Pharmacol. 128:251-256.

Stafford, C.P., y T.A. Haines. 2001. Mercury contamination and growth rate in two piscivore populations. Environ. Toxicol. Chem. 20:2099-2101.

Sullivan, M.J., y C.A. Moncreiff. 1990. Edaphic algae are an important component of salt marsh food-webs: evidence from multiple stable isotope analyses. Marin. Ecol. Prog. Series. 62:149-159.

Svensson, M., B. Allard y A. Düker. 2006. Formation of HgS—mixing HgO or elemental Hg with S, FeS or FeS2. Scienc. Tot. Environ. 368:418-423.

Tadiso, T.M., R. Borgstrøm y B.O. Rosselan. 2011. Mercury concentrations are low in commercial fish species of Lake Ziway, Ethiopia, but stable isotope data indicated biomagnification. Ecotox. Environ. Saf. 74:953-959.

Tandon, S.K., S. Singh, S. Prasad y N. Mathur. 2001. Hepatic and renal metallothionein induction by an oral equimolar dose of zinc, cadmium or mercury in mice. Food Chem. Toxicol. 39:571-7

Tarras-Wahlberg, N.H., A. Flachier, S.N. Lane y O. Sangfors. 2001. Environmental impacts and metal exposure of aquatic ecosystems in rivers contaminated by small scale gold mining: the Puyango River basin, southern Ecuador. Sci. Total. Environ. 278:239-261.

Tavares, S., H. Oliveira, J.P. Coelho, M.E. Pereira, A.C. Duarte y M.A. Pardal. 2011. Lifespan mercury accumulation pattern in Liza aurata: Evidence from two southern European estuaries. Estuar. Coast. Shelf Scienc. 94:315-321.

Tseng, C.M., D. Amouroux, G. Abril, E. Tessier, H. Etcheber y O.F.X. Donard. 2001. Speciation of mercury in a fluid mud prolife of a highly turbid macrotidial estuary (Gironde, France). Environ. Scien. Technol. 35:2627-2633.

Turizo, A., A. Vargas, M. Jiménez, M. Villamil, A. Restrepo, J. Gonzalez, J. Chavez, C. Rincón y G. Cardoza. 1997. Plan de manejo ambiental regional para la pequeña minería de oro de aluvión y filón en el Sur del Departamento de Bolívar. Corporación Autónoma Regional del Sur de Bolivar (C.S.B.). Cartagena. 34 p.

UN. 1994. Statistical Yearbook 1992, thirty-ninth issue, New York, U.S.A., United Nations. 841 p.

UNEP. 2002. Global mercury assessment. Issued by UNEP Chemicals Geneva, Switzerland. 270 p.

UPME. 2001. Estadísticas minero energéticas. Unidad de Planeación Minera Energética. Escripto impresores S.A. Edición No. 13. Bogotá. 15 p.

UPME. 2007. Producción más limpia en la minería del oro en colombia. Mercurio, cianuro y otras sustancias. Unidad de Planeación Minera Energética. Escripto impresores S.A. Bogotá. 65 p.

Valiela. I. 1995. Marine ecological processes. Springer. Second edition. New York. 712p.

Vanni, M.J., C.D. Layne y S.E. Arnott. 1977. Nutrient recycling and herbivory as mechanisms in the “top-down” effect of fish on algae in Lakes. Ecology. 78:1-20.

Veiga, M.M., F.R.C. Fernandes, L.H. Farid, J.E.B. Machado, A.O. Silva, L.D. Lacerda, A.P. Silva, E.C. Silva, R.V. Marins, J.A. Imbassahy, W.C. Pfeiffer, W.R. Bastos y V.P. Souza. 1991. Poconé: Um campo de estudos do impacto ambiental do garimpo, Tecnologia Ambiental, 1, CETEM/CNPq, Rio de Janeiro, Brazil, 113 pp.

Walker, C.H., S.P. Hopkin, R.M. Sibly y D.B. Peakall. 1996. Principles of ecotoxicology. Cap 1. Taylor and Francis Ltd. London. 231 p.

Walker. C.H. 2001. Organic pollutants. An Ecotoxicological perspective. Chapter 8. Taylor and Francis. London. 282. pp.

Wasserman, J.C., D. Amouroux, M.A.V. Wasserman y O.F.X. Donard. 2002. Mercury speciation in sediments of a tropical coastal environments. Environ. Technol. 23:899-910.

Wataha, J.C., J.B. Lewis, V.V. McCloud, M. Shaw, Y. Omata, P.E. Lockwood, R.L.W. Messer y J. M. Hansen. 2008. Effect of mercury(II) on Nrf2, thioredoxin reductase-1 and thioredoxin-1 in human monocytes. Dental Materials. 24:765-772.

Watras, C.J., N.S. Bloom. 1992. Mercury and methylmercury in individual zooplankton: implications for bioaccumulation. Limnol. Oceanog. 37:1313-1318.

WHO. 1990. Environmental Health Criteria 101 (IPCS). Methylmercury. World Health Organization. Geneva. 75 p.

Wolfe, M.F., S. Schwarzbach y R.A. Sulaiman. 1998. The effects of mercury on wildlife: a comprehensive review. Environ. Toxicol. Chem. 17:146-160.

Wu, H., Z. Ding, Y. Liu, J. Liu, H. Yan, J. Pan, L. Li, H. Lin, G. Lin y H. Lu. 2011. Methylmercury and sulfate-reducing bacteria in mangrove sediments from Jiulong River Estuary, China. J. Environ. Scienc. 23:14-21.

Yang, C.H., T.H. Sun, W.X. He, Q.X. Zhou y S. Chen. 2007a. Single and joint effects of pesticides and mercury on soil urease. J. Environ. Scienc. 19:210-216.

Yang, J., T. Kunito, S. Tanabe y N. Miyazaki. 2007b. Mercury and its relation with selenium in the liver of Dall's porpoises (*Phocoenoides dalli*) off the Sanriku coast of Japan. Environm. Pollut. 148:669-673.

Yong-Kui, Y., Z. Cheng, S. Xiao-Jun, L. Tao y W. Ding-Yong. 2007. Effect of organic matter and pH on mercury release from soils. J. Environ. Scienc. 19:1349-1354.

Zhang H. 2006. Photochemical Redox Reactions of Mercury. Struct Bond. 120: 37–79

Zhang, L., y D. Planas. 1994. Biotic and abiotic mercury methylation and demethylation in sediments. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 52:691-698.

Zheng, N.A., J. Liu, Q. Wang y Z. Liang. 2011. Mercury contamination due to zinc smelting and chlor-alkali production in NE China. Appl. Geochem. 26:188-193.

Zolfaghari, G., A. Esmaili-Sari, S.M. Ghasempouri, R.R. Baydokhti y B.H. Kiabi. 2009. A multispecies-monitoring study about bioaccumulation of mercury in Iranian birds (Khuzestan to Persian Gulf): Effect of taxonomic affiliation and trophic level. Environ. Resear. 109:830-836.

2. DISTRIBUCIÓN DEL MERCURIO EN UN ESTUARIO TROPICAL: Bahía de Cartagena, Caribe Colombiano.

2.1 RESUMEN.

La Bahía de Cartagena es uno de los ecosistemas costeros más afectados en Colombia por la contaminación con Mercurio (Hg), elemento de especial importancia para la valoración del impacto sobre los ecosistemas por su capacidad de formar enlaces con grupos orgánicos que le confieren características importantes en estudios de impacto sobre los ecosistemas. Para determinar el porcentaje de metil mercurio (MeHg) respecto al mercurio total (HgT) en sedimentos y seston (materia particulada suspendida en la columna de agua), se realizaron cinco muestreos (febrero, abril, junio, julio y octubre) en cinco estaciones Zona Industrial, Frente al Dique, Centro, Boca Chica y Tierra Bomba) de la Bahía de Cartagena. El HgT promedio en los sedimentos fue 0,18 ± 0,01 $\mu g/g_{p.s,}$ y en seston fue 0,16 ± 0,002 $\mu g/g_{p.s,}$ en ambas matrices el 10% corresponde a MeHg. Encontrando una correlación fuerte entre HgT y MeHg en sedimentos ($r=0,87$; $p<0,0001$) y en seston ($r=0,66$; $p=0,0003$). El análisis de correlación múltiple corroboro que para este ecosistema el pH y el potencial redox son variables determinantes en el proceso de metilación del Hg tanto en sedimentos como en el seston.

2.2 INTRODUCCIÓN.

La Bahía de Cartagena de acuerdo a sus características y comportamiento con el tiempo, se convirtió en un estuario costero típico, con una elevada capacidad de producción y transferencia energética hacia los sistemas oceánicos (Day *et al.* 1989; Vélez *et al.* 2003). Actualmente, soporta una alta influencia humana por la actividad residencial, industrial, comercial, turística, marítima y portuaria de la ciudad, así como por los aportes de sedimentos del Canal del Dique; lo que ha ocasionado cambios considerables en cuanto a sus variables fisicoquímicas (Garay y Castro 1997; INVEMAR, 1997).

Los sedimentos constituyen un excelente indicador del grado de contaminación para un área determinada, teniendo en cuenta que los contaminantes orgánicos persistentes se adsorben sobre el material en suspensión, que tiende a

sedimentarse y finalmente se acumulan en los sedimentos superficiales; constituyéndose así en un testigo confiable de la afectación de un ecosistema (Pascoe *et al.*, 2002; Casanova *et al.* 2006). Como el mercurio tiene la capacidad de transformarse a sus formas orgánicas, se comporta como un contaminante orgánico a pesar de ser un metal. El porcentaje de materia orgánica en los sedimentos permite inferir la distribución de los metales en los ecosistemas estuarinos (Coquery y Welbourn 1995; Pazi 2011). La materia orgánica resulta de la excreción, defecación y muerte de los organismos vivos o de la descomposición enzimática producida por los microorganismos (Day *et al.* 1989).

El pH es importante en ecosistemas estuarinos porque controla el equilibrio de las especies químicas de CO_2. En aguas estuarinas el pH puede disminuir con el aumento del CO_2 como un efecto buffer, debido a la formación de especies intermedias (H_2CO_3, HCO_3^-) (Day *et al.* 1989). Al existir una entrada continua de agua dulce a través de los ríos, es de esperarse que el CO_2 total de un ecosistema estuarino disminuya, sin embargo, el efecto buffer es muy fuerte y su rango normalmente es entre 7,5 y 8,8 (Day *et al.* 1989).

El Hg se encuentra unido fuertemente a los constituyentes del suelo como consecuencia de su afinidad por los grupos funcionales que contienen azufre y que se encuentran en las moléculas orgánicas de los horizontes superiores del suelo, ricos en materia orgánica. Los enlaces fuertes dan como resultado baja disponibilidad y movilidad del Hg en el suelo, de forma que normalmente sólo se encuentran en la solución del suelo concentraciones traza de Hg, y como especies dominantes de Hg (II) en solución y los complejos neutros. Sin embargo, bajo ciertas condiciones puede producirse movilización, cuando el pH y las concentraciones de cloruros en la solución del suelo son favorables para la formación de complejos (Schuster, 1991). En suelos ácidos (pH 3 a 5), los complejos con materia orgánica soluble tienen también una contribución elevada en la solubilidad del Hg, aunque en suelos neutros o con poca materia orgánica, la solubilidad estaría dominada por los óxidos de Fe y los minerales de la arcilla, y la movilidad de Hg aumentará al disminuir el pH (Millan *et al.* 2007)

El sistema acuoso regula las tasas de adsorción-absorción en el sistema agua sedimento. La adsorción remueve el metal de la columna de agua y este luego puede ser incorporado nuevamente; la salinidad, el pH y el potencial redox (Eh) regulan estos procesos. Un incremento en la salinidad implica una competencia por mantenerse ligado a la materia orgánica por tanto se liberan los metales

pesados a la columna de agua. Un decrecimiento del pH puede aumentar la solubilidad de los metales disueltos (Fiorentino *et al* 2011).

Aunque el cambio en el proceso electrolítico puede ser en gran parte, eliminado usando mercurio en la plantas de Chlor-alkali, las emisiones son depositadas en el ambiente acuático, dejando una huella continua en el agua, sedimentos y biota de las regiones influenciadas por estos flujos (Ram *et al.* 2003; Abreu *et al.* 2008). Los análisis de sedimentos acuáticos tienen un papel especial en la valoración de la contaminación por mercurio, porque sus resultados pueden revelar, el estatus actual de la deposición ambiental (Ram *et al.* 2003; Abreu *et al.* 2008).

El uso de mercurio en plantas de Chlor-alkali puede ser amonestado en la mayoría de las naciones industrializadas; sin embargo es usado en muchas ciudades en desarrollo (Ram *et al.* 2003).

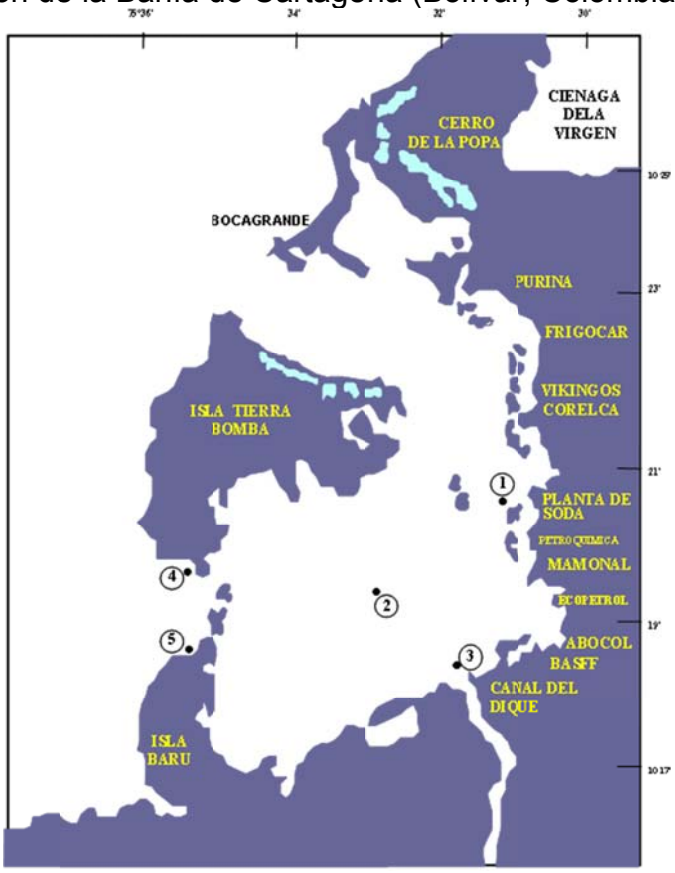
El objetivo de este trabajo es determinar la capacidad de acumulación de mercurio y metil mercurio en sedimentos y seston en un ecosistema estratégico por los beneficios ecológicos y socio-económicos que ofrece al país. Para responder a la hipótesis: en un ecosistema costero que no presenta fuentes directas de mercurio es capaz de acumularlo en sus comparimientos abióticos desde las fuentes indirectas a las cuales son sometidos este tipo de escostemas; teniendo en cuanta que las zonas costeras estuarinas representan uno de los ecosistemas más sensibles frente a los efectos de los contaminantes.

2.3 MATERIALES Y MÉTODOS

2.3.1 Área de estudio.

La Bahía de Cartagena se encuentra localizada sobre la costa del Caribe colombiano, en el Departamento de Bolívar, entre los 10°16’ N y 75°36’ OE (CIOH, 1997). Es un sistema semicerrado con un espejo de agua con un área aproximada a los 82 Km^2 con 15 Km de largo y 8 km de ancho y una profundidad aproximada de 22 m (Garay, 1995). Su origen se atribuye a las barreras naturales de coral que se extendieron paralelamente a la costa y se consolidaron hacia finales del periodo Cuaternario Superior (CIOH, 1997) (Figura 6*).*

Figura 6. Ubicación de la Bahía de Cartagena (Bolívar, Colombia).



Modificado de de Pardo-Rodríguez *et al.*, 2003. * Estaciones de muestreo: 1. Frente a la zona industrial. 2. Centro de la Bahía. 3. Frente al canal del Dique. 4. Tierra Bomba. 5. Boca Chica.

La bahía se encuentra rodeada por islas que forman conjuntamente canales naturales, permitiendo así una comunicación directa entre la bahía y el mar Caribe y la renovación periódica de sus aguas. Estos canales son: Bocagrande, ubicado en el extremo noroccidental de la bahía, con una extensión de 1,9 Km y profundidades entre 0.6 y 3 m, y Bocachica la cual se encuentra en el costado occidental de la Isla de Tierrabomba y tiene una extensión de 0,45 Km hasta Isla Draga; la profundidad máxima alcanza los 30 m, siendo el principal canal de navegación y la boca de mayor intercambio entre la bahía y el mar (Moncaleano y Niño 1979).

La bahía recibe aproximadamente 7.344.000 m^3/día de agua dulce y 1.836 t/día de sólidos suspendidos provenientes del Canal del Dique (CEPAL 1992), lo que altera permanentemente las variables físicas, químicas y biológicas. Los sedimentos se

componen de lodos y limos arcillosos de origen orgánico, presentando de esta manera las características típicas de un ambiente estuarino (Restrepo 1977).

En el Caribe colombiano se presentan dos épocas de muestreo; una seca y otra húmeda. Además se presenta un período de transición en la época húmeda, caracterizada por una ligera disminución en la precipitación en el mes de julio (Veranillo de San Juan) (Schaus 1974). La época seca se presenta entre los meses de diciembre a abril, con una marcada influencia de los vientos Alisios provenientes del noreste. La época de lluvias se caracteriza por un régimen de vientos variables, entre los meses de abril y noviembre. Durante este periodo predominan vientos en dirección sudoeste y con menor intensidad (Schaus 1974).

2.3.2 Colecta de muestras

Se realizaron cinco muestreos en los meses de febrero, abril, junio, julio y octubre de 2006 en los que se colectó durante los cuales se colectó en cinco estaciones correspondientes a Frente a la zona Industrial, Centro de la Bahía, Frente al canal del Dique, Tierra Bomba y Boca Chica (figura 6) muestras de sedimentos y seston (detritus), también se midieron las variables físico-químicas temperatura del agua, conductividad, salinidad, porcentaje de saturación y potencial redox del agua con un multímetro portátil marca Thermo Scientific.

Obtención de muestras de sedimentos: en cada estación y para las dos épocas de muestreo, se tomaron tres submuestras de sedimento alrededor del punto de referencia tomado con el GPS para obtener una muestra compuesta, estas muestras se tomaron de la capa superficial del sedimento, la cual es considerada la mejor fracción para medir el contenido de mercurio total (González, 1991; Daskalakis y O'Connor, 1995). La colecta se realizó con una draga tipo Eckman, de la cual se tomó solo la parte central de la muestra con el fin de evitar una posible contaminación con las paredes de la draga. Las muestras se empacaron individualmente en bolsas de polietileno de baja densidad previamente rotuladas y se trasladaron al laboratorio en neveras con hielo a 4°C.

Obtención de muestras de seston: en cada estación y para cada época climática se colectaron tres muestras de agua, se homogenizó cada una por agitación. Cada muestra homogenizada se dividió en tres partes iguales y cada una se filtró en filtros de fibra de vidrio (Whatman GF/C de 47 mm de diámetro), con una bomba de vacío manual para posterior determinación de seston orgánico, mercurio total y metil mercurio.

Variables fisicoquímicas: en cada estación y para cada época climática, se midieron *in situ* salinidad superficial y temperatura; pH del sedimento, potencial redox del sedimento con multímetro portátil marca Thermo Scientific.

2.3.3 Fase de laboratorio

Muestras de sedimentos: la muestra compuesta se dividió en tres partes, una para medir la concentración de mercurio total, otra para medir la concentración de metil mercurio y la última para la cuantificación de materia orgánica.

Materia orgánica: el contenido de materia orgánica (MO) en sedimentos, se cuantificó mediante calcimetría. Se tomó una submuestra de 5 g de sedimento seco (W1) y se colocó en un crisol previamente pesado. Las muestras se llevaron a la mufla, a 550°C, durante 3 horas aproximadamente. Se dejaron secar en un desecador y se pesaron nuevamente (W2). La diferencia entre estos pesos fue el contenido de MO (W3) (González y Brügmann 1991; Hernández y González 1993; Coquery y Welbourn 1995).

Mercurio total: La determinación de mercurio total se realizó mediante Absorción atómica por vapor frío (CV-AAS) con un Espectrofotómetro de Absorción Atómica, marca THERMO ELECTRON, modelo S-4. Las determinaciones de mercurio total en sedimento, fueron realizadas utilizando análisis por pirólisis a 800 ºC, seguido de absorción atómica, a través de un analizador de mercurio LUMEX RA - 915 con pirolizador PYRO – 915. Las muestras de sedimento fueron secadas en recipientes de vidrio previamente esterilizados y pesados, para luego ser colocadas en un horno E&Q HDF-120 a una temperatura de 40ºC por un período de tiempo de 24 horas. Luego del proceso de secado, las muestras fueron homogenizadas, y utilizando un cuchillo estéril plástico fueron pesados 25 mg en una balanza analítica OHAUS Explorer Pro, utilizando papel parafinado libre de mercurio, colocando el sedimento en un porta muestras para su análisis (Sholupov *et al*. 2004).

La concentración de mercurio fue evaluada utilizando pesos de muestra de 25 mg de sedimento. Las muestras fueron pirolizadas a 800 ºC y el mercurio vaporizado fue cuantificado empleando una curva de calibración, utilizando estándares certificados. La totalidad de las muestras, los estándares para la curva de calibración y los controles de calidad, fueron medidas mínimo por duplicado. La variabilidad entre los valores obtenidos para una misma muestra siempre fue

menor al 7% y el límite de detección osciló entre 6-8 ng/g. Con una curva de calibración con R^2=0.9995.

Metil mercurio: La determinación de metil mercurio se realizó mediante Cromatografía de gases con detector de captura de electrones con un Cromatógrafo de Gases. PERKIN ELMER, Modelo AUTO SYSTEM XL. Entre 0.2 y 0.3 g de material fue digerido con 2.8 ml HCl, 2.0 g NaBr y 14 ml de tolueno. La mezcla fue homogenizada por 15 minutos en un vortex y luego centrifugada. 6.0 m de una solución de cisteína al 1.4% w/v fueron agregados, la mezcla agitada y luego centrifugada, removiendo posteriormente la fase orgánica. La fase acuosa fue combinada con 1.2 ml de HCl 6N, 0.5 g NaBr y 4 ml de tolueno, sometida a agitación y luego centrifugada. Al final de este proceso, la fase acuosa fue descartada y 5 µL de la fase orgánica (tolueno) fueron inyectados en un Cromatógrafo de Gases Modelo PE Autosystem XL. La temperatura de la columna fue mantenida a 100 ºC por 1 minuto, con programación de temperatura hasta alcanzar 140 °C (5 ºC/min), y permaneció a la misma durante 4 min. La columna capilar utilizada fue una megabore de 30 m x 0.53 mm di, RTX-1701, 14% cianopropilfenil, 86% dimetilsiloxano; gas de arrastre fue He a 8 ml/min y el gas "make up" empleado fue N_2 a 45 ml/min; la temperatura del puerto de inyección y el detector fueron 140°C y 240 ºC, respectivamente. La variabilidad entre los valores obtenidos para una misma muestra siempre fue menor al 7% y el límite de detección osciló entre 6-8 ng/g. Con una curva de calibración con R^2=0.9995.

Muestras de Seston: las tres muestras de cada estación se usaron para medir mercurio total, metil mercurio y la fracción de seston orgánico.

Fracción de seston orgánico: las muestras se secaron en estufa a una temperatura constante y se pesaron (P1), posteriormente se llevaron a la mufla a 500°C durante tres horas aproximadamente. Se dejaron secar en un desecador y se pesaron nuevamente (P2). La diferencia entre estos pesos fue la fracción de seston orgánico (P3) (Strickland y Parsons 1972).

Mercurio total y metil mercurio: para su determinación se siguió el mismo procedimiento descrito anteriormente para sedimentos. La concentración de mercurio fue evaluada utilizando pesos de muestra de 5 mg de seston.

2.3.4 Tratamiento de datos

Para el análisis de la variables físico-químicas, y de las concentraciones de mercurio y metil mercurio en sedimento y seston, se realizaron análisis de varianza univariados (ANOVA) por época de muestreo y por estación de muestreo como variables independientes por medio del programa estadístico SAS 9.1 (SAS 2003). Los test de normalidad se obtuvieron mediante la transformación de logaritmo + 1. Se aplicó la prueba de medias de cuadrados mínimos de Tukey-Kramer para determinar diferencias entre estaciones y épocas de muestreo con un nivel de significacia del 95%. Se realizo un análisis de correlación múltiple entre las variables físico-químicas y las concentraciones de mercurio y metil mercurio. También se realizaron análisis de correlación simple entre las concentraciones de mercurio y metil mercurio en sedimentos y seston.

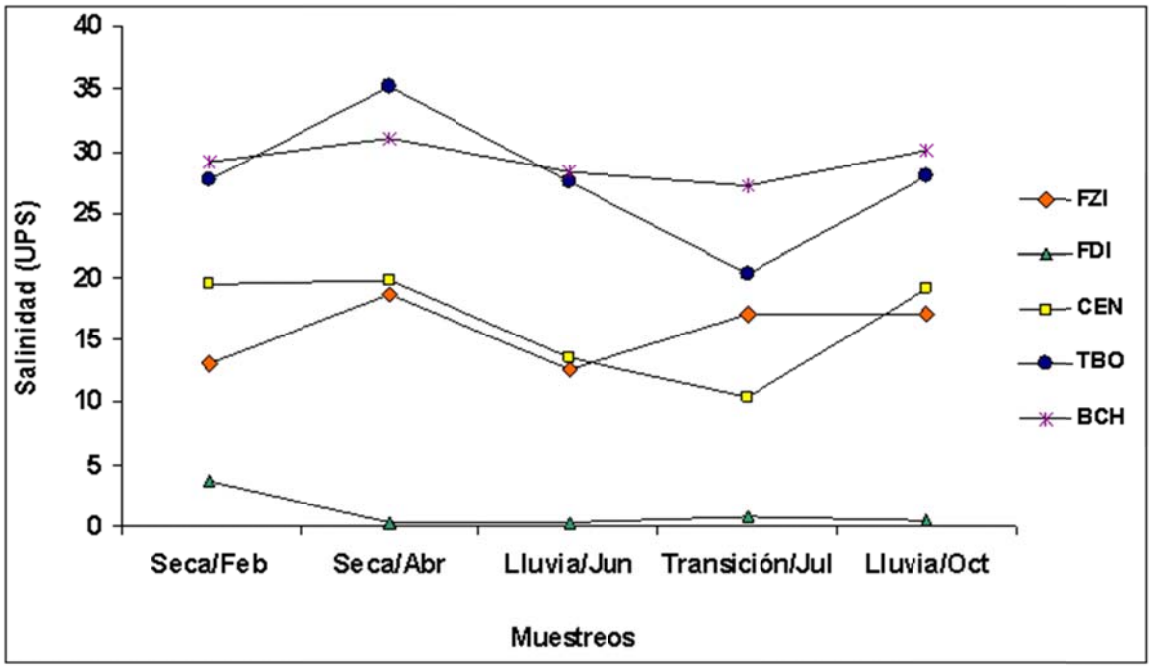
2.4 RESULTADOS

2.4.1 Calidad del agua

Durante el año 2006 la salinidad en la Bahía de Cartagena respecto a la variación anual (figura 7) presenta los valores más altos en el mes de abril que corresponde a la época seca (21,0±2,7); en general los valores más bajos se presentaron en el mes de julio que corresponde a la época de transición (15,1±2,0). Sin embargo, el ANOVA mostró que no hay diferencias significativas entre épocas de muestreo ($p=0,9386$).

De acuerdo a los resultados por estaciones de muestreo, se forman tres zonas principales de agua por su salinidad (figura 7), la primera conformada por la estación frente al Canal del Dique (1,1±0,3), en la cual se presentan los valores más bajos; la segunda conformada por las estaciones frente a la Zona Industrial (15,7±0,5) y centro (16,5±0,9); y la tercera formada por las estaciones Tierra bomba (27,8±1,1) y Boca Chica (29,2±0,3), las cuales presentan los valores más altos de salinidad. El ANOVA mostró que existen deferencias significativas entre estaciones de muestreo ($p<0,0001$); la prueba posterior (Tuque) permitió mostró que existen diferencias entre las tres zonas en las que se agrupan, la Zona Industrial y las estaciones Frente al Dique ($p<0,0001$), y la zona marina ($p=0,0002$). Entre la zona marina y las demás zonas (Centro $p=0,0003$ y Frente al Dique $p<0,0001$).

Figura 7. Variación de la salinidad por épocas de muestreo y estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.

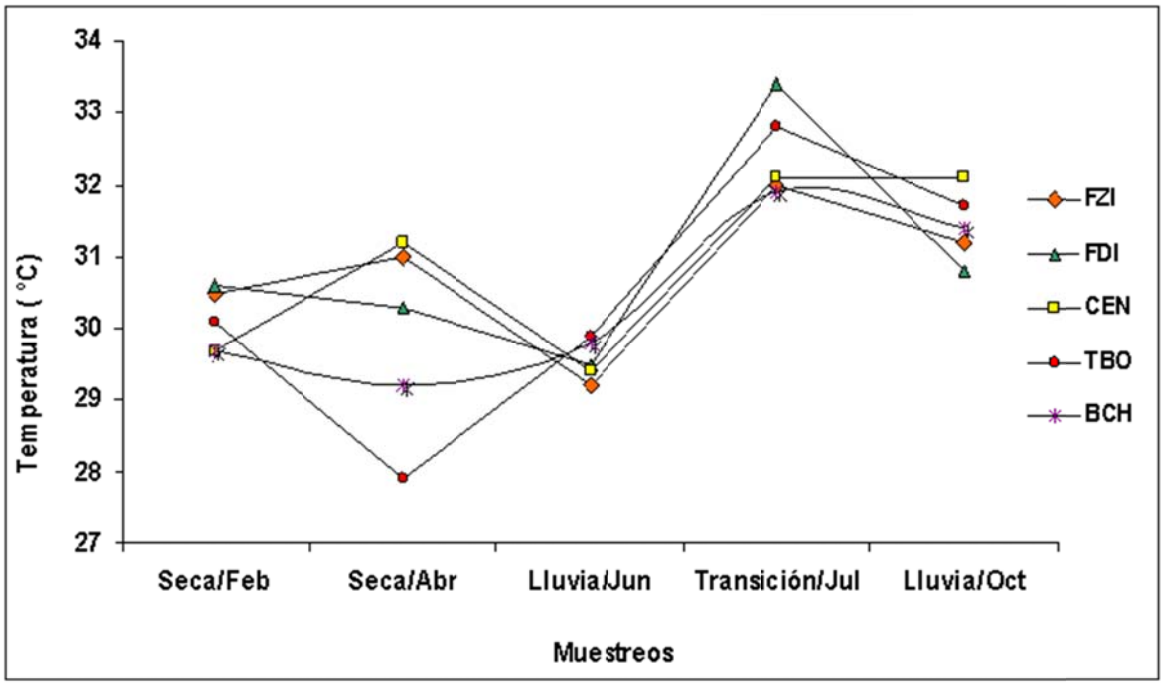


* Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio, Oct.: octubre. FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

Durante el año 2006 la temperatura del agua en la Bahía de Cartagena respecto a su variación anual, se comporto de manera similar entre todas las estaciones (figura 8). En general las temperaturas más altas se presentaron en mes de julio que corresponde a la época de transición (32,4±0,1), y las más bajas en el mes de junio que corresponde a la época de lluvias (29,6±0,1). El ANOVA mostró que existen diferencias significativas entre épocas de muestreo (p=0,0010). La prueba posterior (Tukey) mostró que existen diferencias significativas entre la época de transición (julio) y todas las demás épocas de muestreo, época seca (febrero (p=0,0028) y abril (p=0,0038) y época de lluvias (junio (P=0,0018) y octubre (p=0,0378).

De acuerdo a las estaciones de muestreo las temperaturas más altas se presentaron en las estaciones Frente al Dique y Centro (30,9±0.3) y las más bajas en Boca Chica (30,4±0.2). Sin embargo, el ANOVA mostró que no hay diferencias significativas entre las estaciones de muestreo (p=0,8447).

Figura 8. Variación de la temperatura del agua por épocas de muestreo y estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.

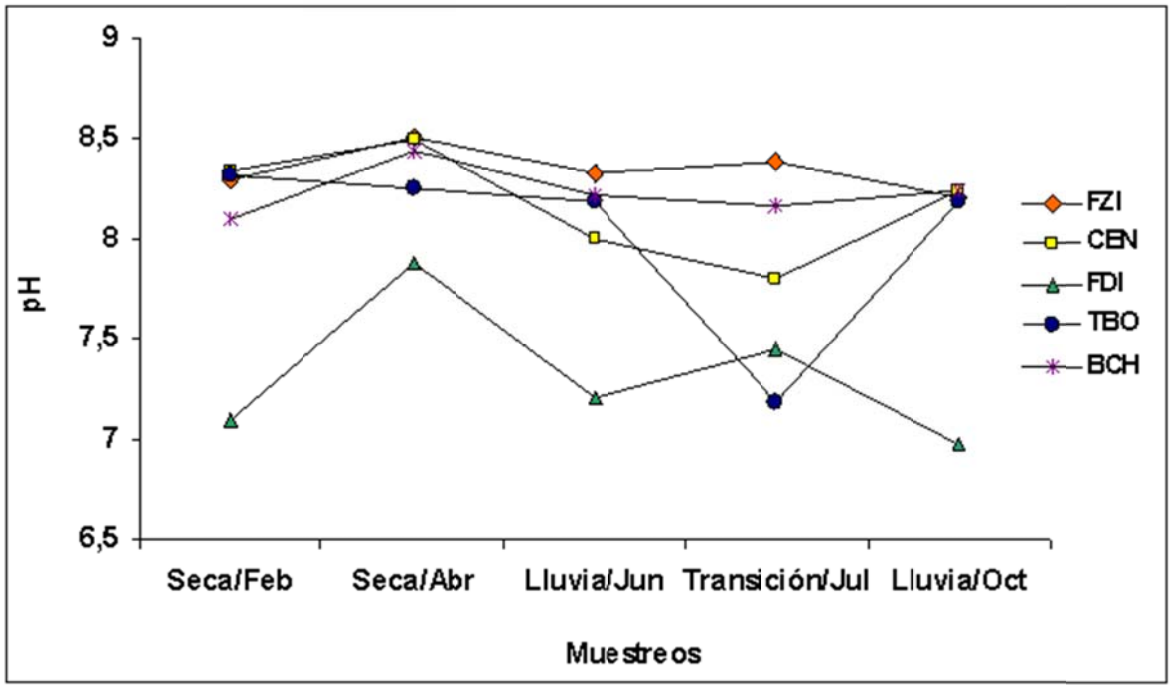


*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio, Oct.: octubre. FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

Durante el año 2006 el pH del agua en la Bahía de Cartagena respecto a su variación anual, presentó una tendencia al básico (8,0±0,04) (figura 9); los valores más básicos se presentaron en el mes de abril que corresponde a la época seca (8,3±0,1) y los menos básicos se presentaron en el mes de julio que corresponde a la época de transición (7,8±0,1). El ANOVA mostró que no hay diferencias significativas entre las épocas de muestreo (p=0,3703).

El comportamiento de esta variable entre las estaciones de muestreo en general, presentó la misma tendencia a valores básicos, a excepción de la estación frente al canal del Dique que presentó una tendencia a la neutralidad (7,3±0,1). El ANOVA mostró que existen diferencias significativas entre las estaciones de muestreo (p=0,0004). La prueba posterior (Tukey) mostró que existen diferencias significativas entre la estación de muestreo Frente al dique y todas las otras estaciones, Frente a la Zona Industrial (p=0,0003), Centro (p=0,039), Boca Chica (p=0,0021) y Tierra Bomba (p=0,021).

Figura 9. Variación del pH del agua por épocas de muestreo y estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.



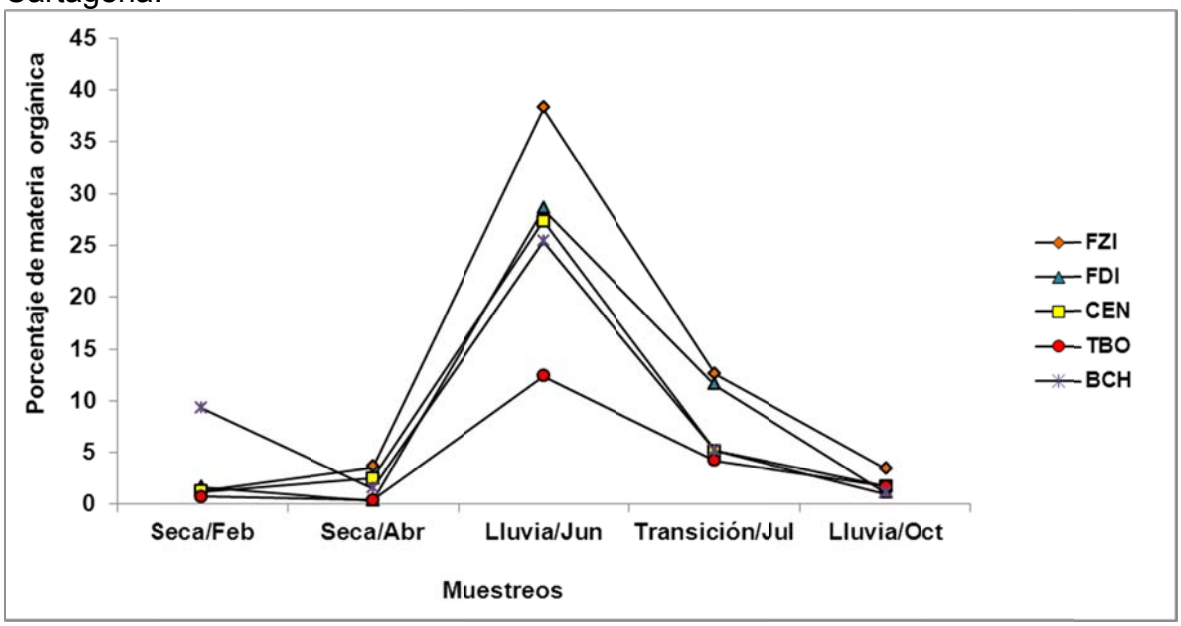
*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio, Oct.: octubre. FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

2.4.2 Sedimentos

El porcentaje de materia orgánica en el sedimento respecto a la variación anual de la Bahía de Cartagena presenta los valores más altos en época de lluvias en el mes de junio (26,4±1,7); los valores más bajos en época seca en los meses de abril (1,7±0,2) y octubre (1,8±0,2) (figura 10). El ANOVA mostró que existen diferencias significativas entre épocas de muestreo ($p < 0,0001$). La prueba posterior (Tukey) mostró que existen diferencias significativas entre la época de transición y las demás épocas de muestreo, seca (febrero ($p < 0,0001$) y abril ($p=0,0001$)) y lluvias ($p=0,0001$). Entre la época seca y la época de lluvias ($p=0,0002$).

De acuerdo a las estaciones de muestreo los mayores porcentajes de materia orgánica corresponden a la estación frente a la zona industrial (11,8±3,1); los valores más bajos se reportaron en la estación de Tierra Bomba (3,9±1,0). El ANOVA mostró que no hay diferencias significativas entre estaciones ($p=0,8570$).

Figura 10. Porcentaje de materia orgánica en el sedimento de la Bahía de Cartagena.

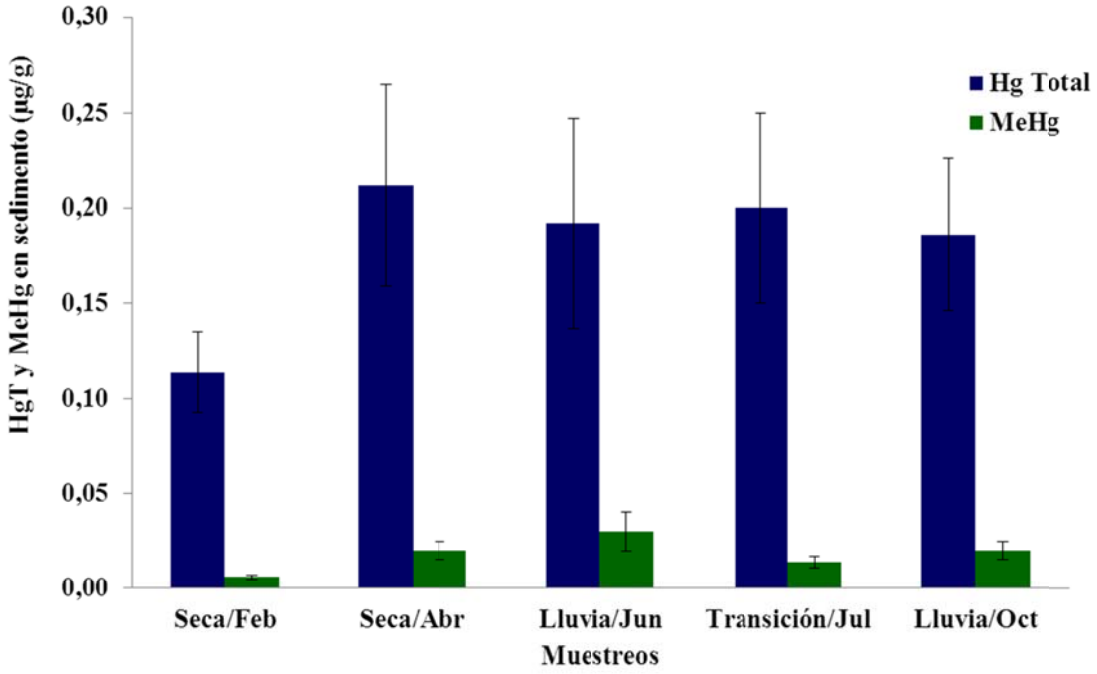


*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio, Oct.: octubre. FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

Durante el periodo de muestreo, los contenidos de HgT en el sedimento ($\mu g/g_{p.s}$) de la Bahía de Cartagena presentaron valores similares respecto a la variación anual (figura 11), a excepción del mes de febrero que corresponde al inicio de la época seca (0,11±0,02). De igual manera, el MeHg en el sedimento ($\mu g/g_{p.s.}$) es similar durante todo el año (0,02±0,00).

El ANOVA mostró que no existen diferencias significativas por épocas de nuestreo para HgT ($p=0,9150$) ni para MeHg en los sedimentos ($p=0,3096$).

Figura 11. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el sedimento, por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena.



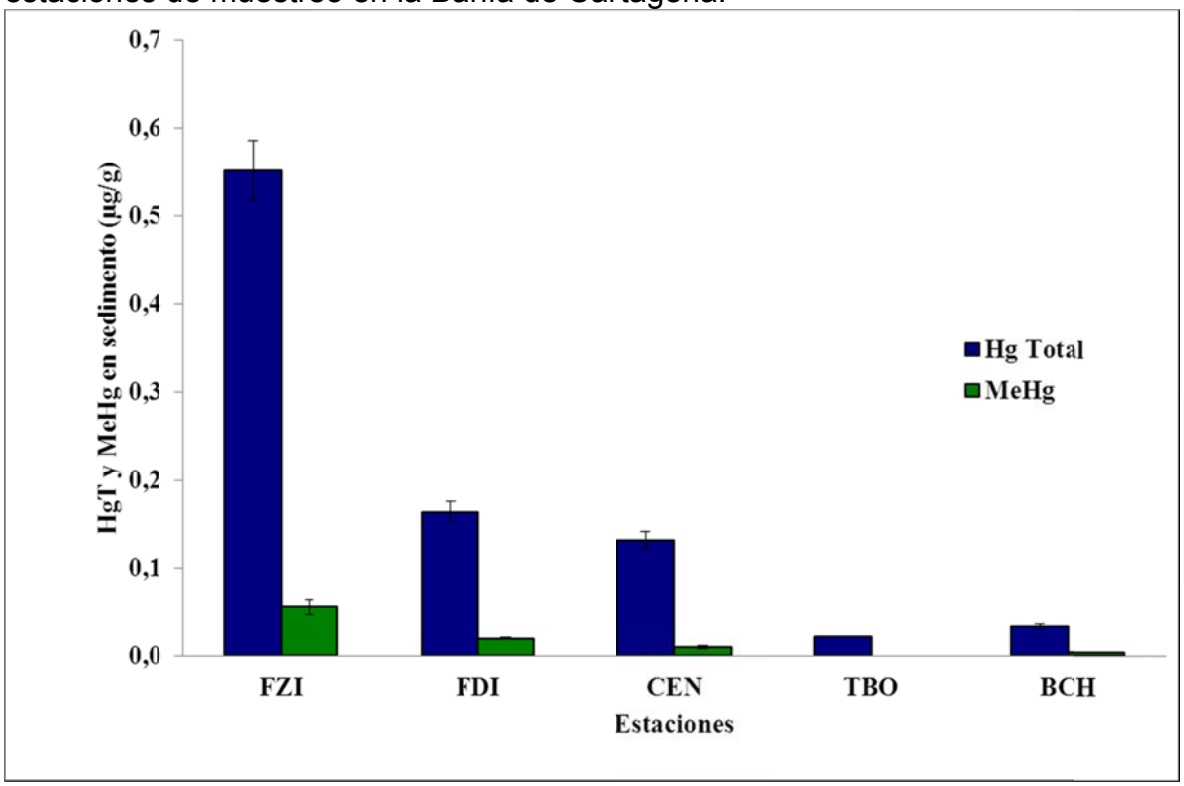
*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio, Oct.: octubre. Las barras corresponden al error estándar.

Para las estaciones de muestreo se observó un patrón de dilución tanto para HgT como para MeHg (figura 12). La concentración de HgT (µg/g) es mayor desde la estación de muestreo frente a la zona industrial (0,55±0,03) y disminuye hacia el mar abierto que corresponde a las estaciones Boca Chica (0,02±0,00) y Tierra Bomba (0,03±0,00). Se observó el mismo patrón para las concentraciones de MeHg (µg/g) por estaciones de muestreo, presentando los valores más altos en la zona industrial (0,06±0.01) y los más bajos en Boca Chica (0,004±0,00) y tierra bomba (0,000±0,00).

El ANOVA mostró que existen diferencias significativas entre estaciones para HgT (p=0,0001). La prueba posterior (Tukey) mostró que las diferencias son entre la estación Frente a la Zona Industrial y las estaciones de marinas (Boca Chica y Tierra Bomba (p=0,0003)), Centro (p=0,0013) y Frente al Dique (p=0,0012). También existen diferencias entre la Zona marina y la estación Frente al Dique (p=0,0339).

De igual manera, para MeHg el ANOVA mostró diferencias significativas entre estaciones (p=0,0018). La prueba posterior (Tukey) mostró diferencias significativas entre la estación Frente a la Zona Industrial y las estaciones marinas (Tierra Bomba y Boca Chica (p=0,0191)) y Centro (p=0,0021).

Figura 12. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el sedimento, por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.



*FZI: frente a la zona industrial. CEN: centro de la bahía. FDI: frente al dique. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

Respecto al promedio de HgT en los sedimentos (0,18±0,04) el 10% corresponde a MeHg. Los análisis de correlación muestran que los modelos son válidos entre la concentración de HgT y de MeHg (figura 13) con una correlación positiva (r=0,87, p<0,0001). Entre la concentración de MeHg y el %MeHg respecto al HgT (figura 14) con una correlación positiva (r=0,51 p=0.0096).

Figura 13. Relación entre las concentraciones de mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el sedimento de la Bahía de Cartagena.

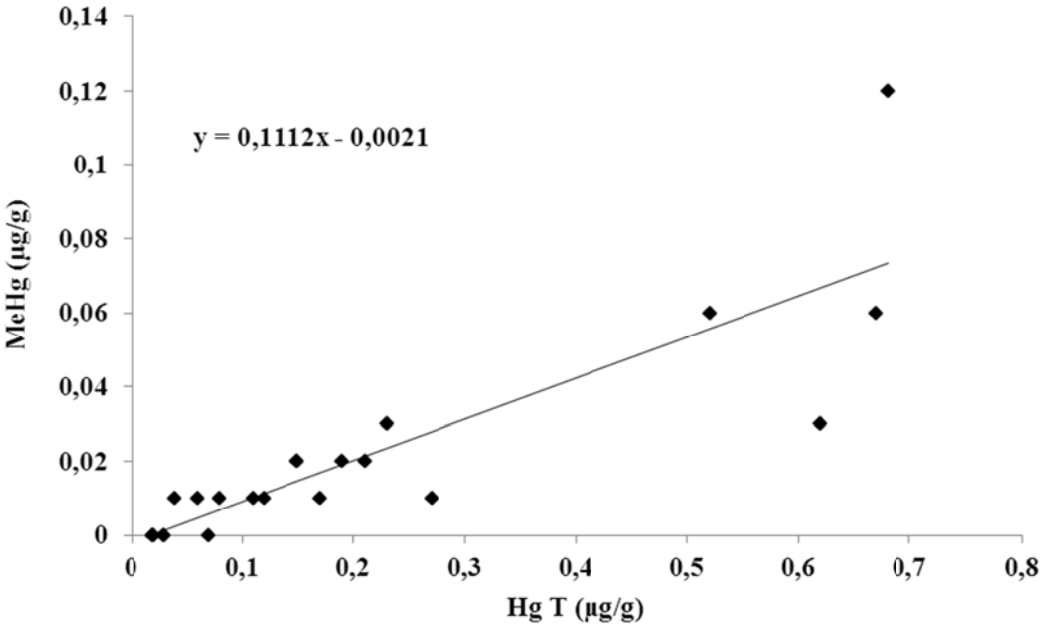
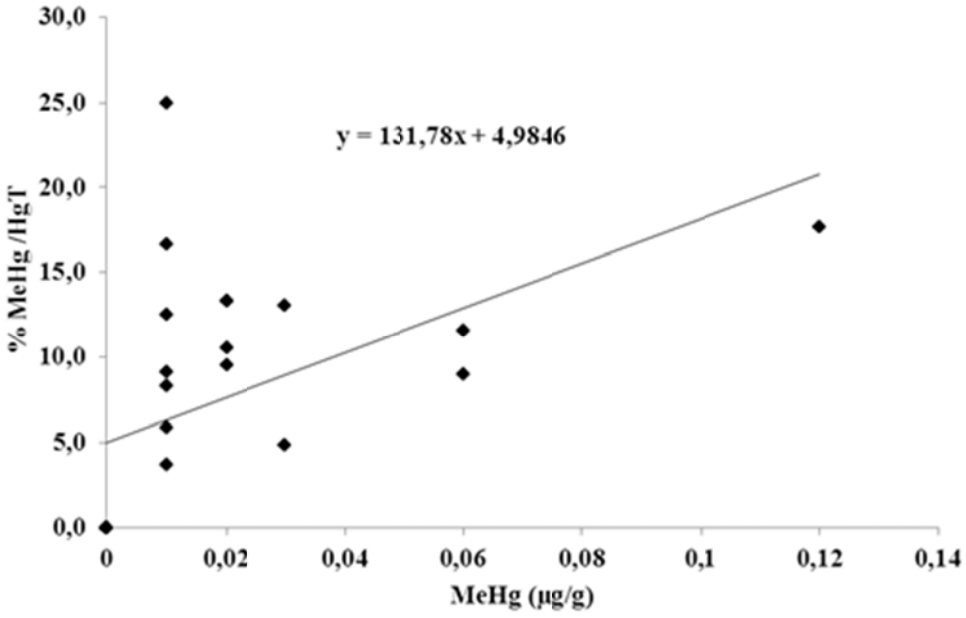


Figura 14. Relación entre las concentraciones de metilmercurio (MeHg) y el porcentaje de metilmercurio (MeHg) respecto al HgT en el sedimento de la Bahía de Cartagena.

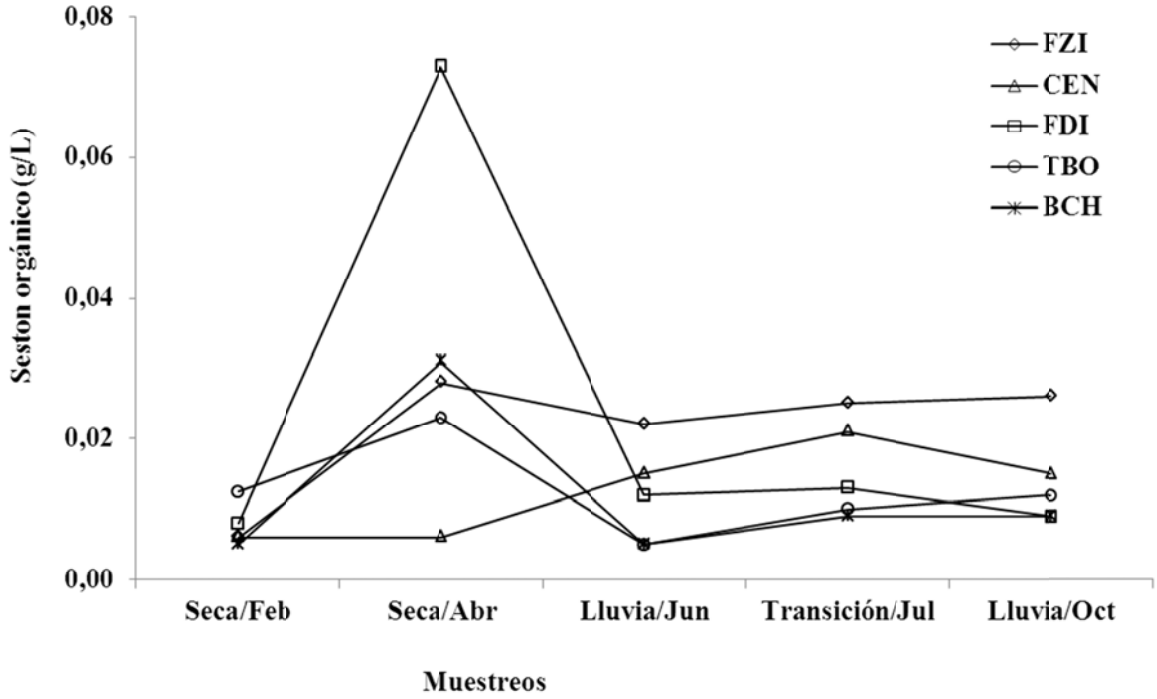


2.4.3 Seston

El contenido de seston orgánico en la Bahía de Cartagena presentó los valores más altos en el mes de abril (0,032±0,005) que corresponde al final de la época seca; los valores más bajos se reportaron en el mes de febrero (0,008±0,001) que corresponde al inicio de la época seca (figura 15). El ANOVA mostró que no existen diferencias significativas entre las épocas de muestreo (p=0,2908).

Al comparar los contenidos entre las estaciones de muestreo se observa que los mayores contenidos de seston orgánico corresponden a la estación frente al Dique (0,023±0,006) y frente a la Zona Industrial (0,021±0,002); los valores más bajos se reportaron en la estación centro (0,013±0,001). El ANOVA mostró que no hay diferencias significativas entre estaciones (p=0,5237).

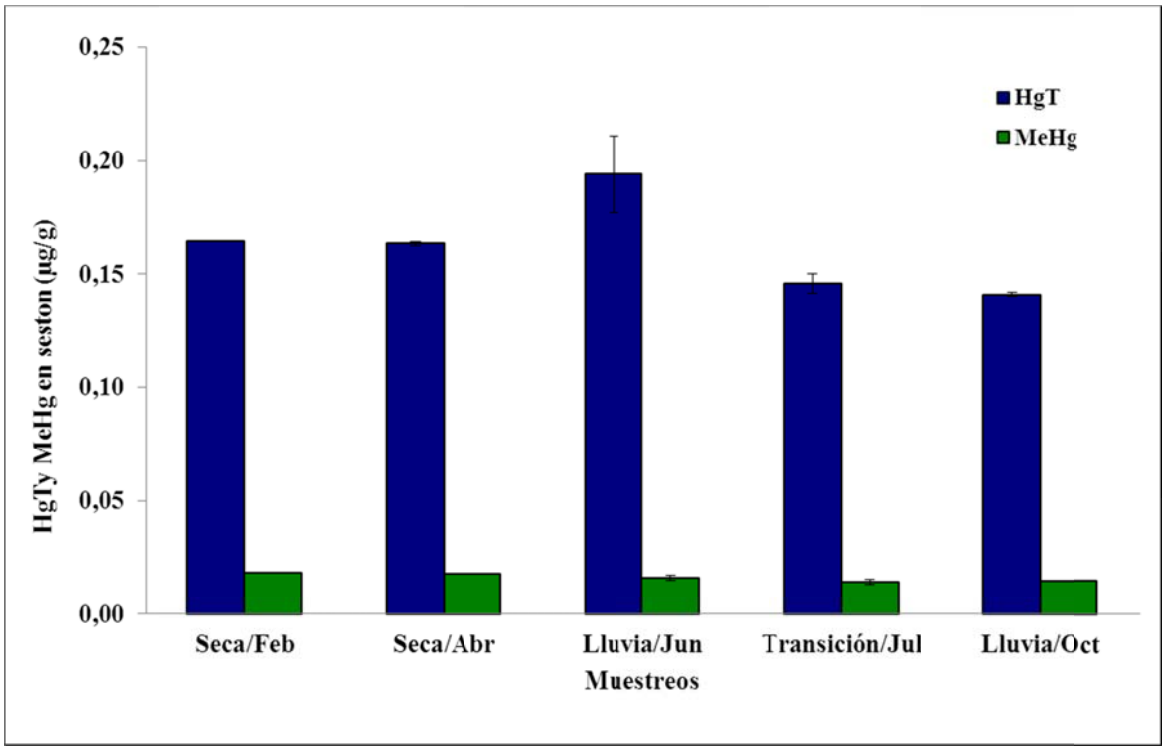
Figura 14. Seston orgánico por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena.



*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio, Oct.: octubre. FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

El HgT en el seston (µg/g) de la Bahía de Cartagena presentó valores similares durante todo el año (0,16±0,00) a excepción del mes de junio que corresponde al inicio de la época de lluvias (0,19±0,02), que presenta los valores más altos. El MeHg en el seston (µg/g) presenta valores similares durante todo el año (0,02±0,00) (figura 16). El ANOVA mostró que no hay diferencias significativas por épocas de muestreo para HgT (p=0,6052) ni para MeHg (p=0,3567) en seston.

Figura 15. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el seston, por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.

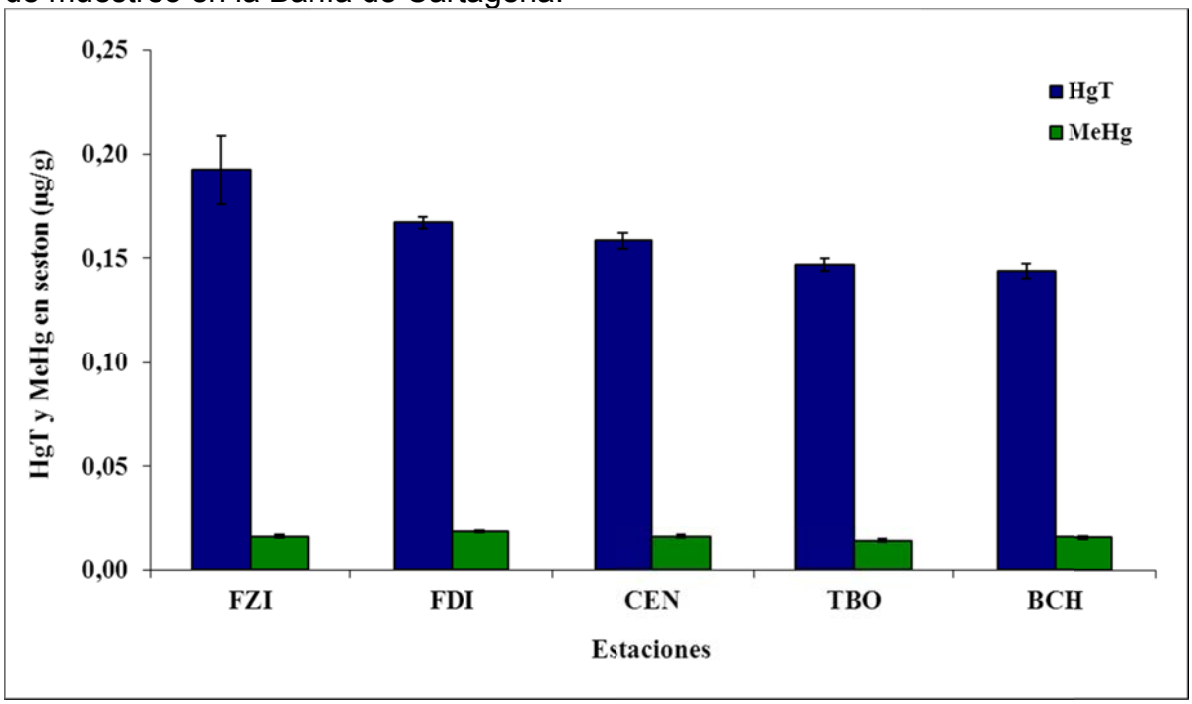


*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio, Oct.: octubre. Las barras corresponden al error estándar.

El HgT en el seston muestra un patrón de dilución respecto a las estaciones de muestreo (figura 17); la concentración de HgT (µg/$g_{p.s}$) es mayor desde la fuente original que corresponde a la estación de muestreo frente a la zona industrial (0,19±0,02) y disminuye alejándose de esta estación, hacia la parte central y occidental de la bahía y hacia la zona más marina que corresponde a las estaciones Tierra Bomba (0,15±0,00) y Boca Chica (0,14±0,00).

Respecto a las concentraciones de MeHg en seston (µg/g $_{p.s}$) por estaciones de muestreo no presenta un patrón claro, encontrándose los valores más altos en la zona frente al dique (0,018±0.00) y los más bajos en tierra bomba (0,014±0,01), las demás estaciones presentan el mismo valor (0,016±0,01). El ANOVA mostró que no hay diferencias significativas por muestreos para HgT (p=0,4819) ni para MeHg (p=0,4546) en seston.

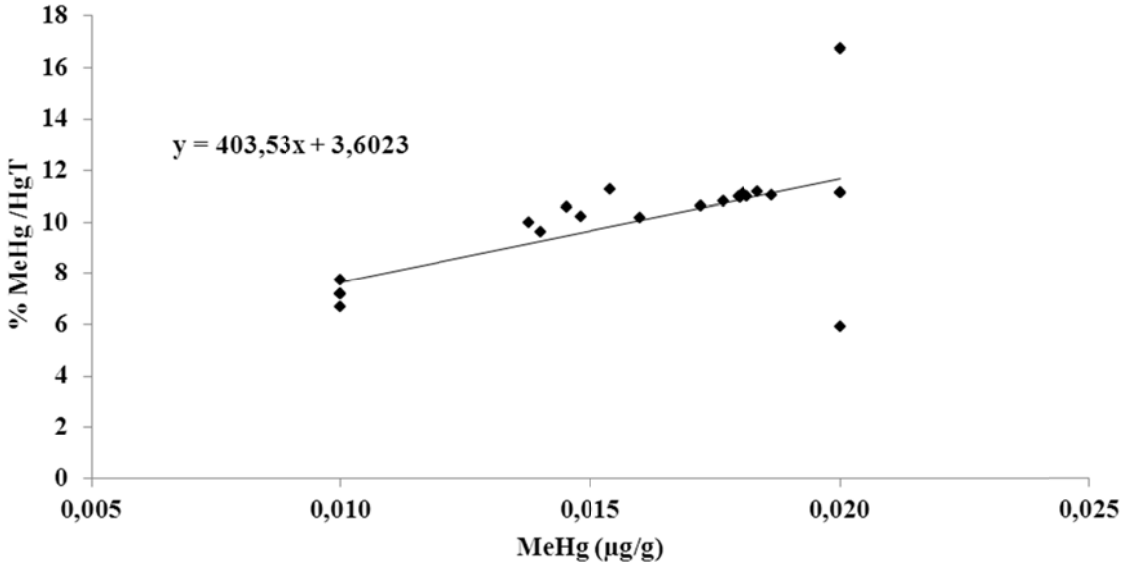
Figura 16. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en seston, por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.



*FZI: frente a la zona industrial. CEN: centro de la bahía. FDI: frente al dique. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica. Las barras corresponden al error estándar.

Respecto al promedio de HgT en el seston (0,16±0,002) el 10% corresponde a MeHg. Los análisis de correlación muestran que el modelo es válido entre la concentración de MeHg y el % MeHg respecto a HgT (figura 18) con una correlación positiva entre estas variables (r=0,66 p=0,0003).

Figura 17. Relación entre las concentraciones de mercurio total (HgT) y el porcentaje metil mercurio (MeHg) respecto al HgT en el seston de la Bahía de Cartagena.



El análisis de regresión múltiple entre las variables físico-químicas y las concentraciones de HgT y MeHg mostró que el modelo se ajusta para el sedimento y en el seston (tabla 1). La concentración de HgT en el sedimento se relaciona positivamente con el pH y oxigeno disuelto, y negativamente con el potencial redox y conductividad con una regresión total de r^2= 0,59; p>0,001; siendo el pH la de mayor peso (r^2=0,29). La concentración de MeHg en el sedimento se relaciona positivamente con el pH, y negativamente con el potencial redox y conductividad; con una regresión total de r^2= 0,44; p>0,007; siendo el potencial redox la de mayor peso (r^2=-0,17).

La concentración de HgT en el seston se relaciona negativamente solo con el potencial redox (r^2= -0,18; p>0,04). La concentración de MeHg en el seston se relaciona negativamente solo con la temperatura (r^2= -0,16; p>0,05). Aunque el modelo es estadísticamente significativo, la regresión entre las variables es débil para el seston tanto en HgT como en MeHg.

Tabla 1. Análisis de regresión múltiple entre las variables físico-químicas y las concentraciones de mercurio total y metil mercurio en el sedimento y en el seston.

Matriz	R^2	Variable 1	Variable 2	Variable 3	Variable 4	F Valor	P>F
HgT Sedimento	0,59	pH(0,29)	OD(0,10)	Red (- 0,10)	Con(- 0,10)	7,16	0,001
MeHg Sedimento	0,44	Red (- 0,17)	pH (0,16)	Con (- 0,11)		5,36	0,0067
HgT Seston	0,18	Red (- 0,18)				4,87	0,0375
MeHg Seston	0,16	Tem (-0,16)				4.35	0,0484

*HgT: mercurio total. MeHg: metil mercurio. Red: potencial redox del agua. Con: conductividad del agua. OD: oxigeno disuelto del agua. Tem: temperatura del agua

2.5 DISCUSIÓN

2.5.1 Calidad del agua

La información obtenida de las variables fisicoquímicas en cada estación, permitió conocer las condiciones de la zona de estudio, las cuales determinan en cierta medida, la dinámica del mercurio.

De acuerdo con las características físico-químicas determinadas por la salinidad, la temperatura y el pH reportadas en este estudio, la Bahía de Cartagena cumple con las condiciones de un ambiente estuarino tropical de acuerdo a lo planteado por Day *et al*. (1989) y Valiela (1995).

La salinidad promedio de las estaciones permite diferenciar tres zonas con diferentes tipos de agua en la Bahía de Cartagena (figura 2); adicionalmente, los resultados de la prueba posterior (Tukey) para la salinidad por estaciones, confirman la formación de dichas zonas, en donde la zona de agua marina, conformada por las estaciones de Boca Chica y Tierra Bomba, son diferentes a las demás zonas. La zona de agua de mezcla conformada por las estaciones Frente a la zona industrial y el Centro son diferentes a las demás zonas. La zona de agua dulce conformada por la estación frente al Dique es diferente a las demás zonas (marina y mezcla). Lo anterior es característico de ecosistemas tropicales.

Aunque la Bahía de Cartagena presenta una temperatura regular durante todo el año de (30,7±0,1) y un pH básico (8,0±0,04) el análisis de varianza permite comprobar que la época de transición marca una diferencia para el microclima del ecosistema, lo cual puede reflejarse en las condiciones óptimas para el desarrollo de los organismos, como es el caso de la fauna íctica (Blanco *et al*. 2007).

2.5.2 Sedimentos y seston

Durante la época de lluvias la entrada de aguas continentales arrastra sedimentos hacia la bahía de Cartagena, aumentando el porcentaje de materia orgánica en la capa superior, lo cual corresponde con el mayor porcentaje de materia orgánica (26,4±1,7) determinado para esta época durante este estudio. La relación en el aporte de materia orgánica hacia el ecosistema desde ecosistemas adyacentes y su relación con la época climática, es confirmada mediante la prueba posterior (Tukey) al establecer diferencias significativas entre las épocas de lluvias y seca. Esta premisa es tenida en cuenta en otros estudios (Olivero y Solano 1998; Alonso *et al.* 2000; Kadiri *et al*. 2011).

Las concentraciones de mercurio para la bahía de Cartagena, muestran que es muy probable que aún exista una influencia desde la Zona Industrial, donde operaba la planta de soda cáustica, sobre la distribución de éste contaminante en los sedimentos del ecosistema. Se observó un claro efecto de dilución desde el principal punto de contaminación (estación frente a la Zona Industrial) hacia las estaciones con agua más marina (Boca Chica, Tierra Bomba), en donde la dilución es mayor. Lo anterior es confirmado por el ANOVA que muestra diferencias significativas entre estaciones de muestreo para HgT ($p=0,0001$) y para MeHg ($p=0,0018$).

Por otro lado, es posible que se presente una fuente que está causando que las concentraciones en la estación Frente a la Zona Industrial permanezcan relativamente constantes desde hace más de 10 años. Una posibilidad es que se presente una entrada actual de mercurio al ecosistema a través del canal del Dique. Esta posible entrada no se refleja en los sedimentos de la estación frente al Dique, probablemente por la picnoclina que se forma en los primeros metros de las capas superficiales de la columna de agua (CIOH, 2004; 2006).

En relación con el análisis de seston orgánico, éste corresponde o la materia orgánica particulada suspendida en la columna de agua que puede estar

ingresado con mayor facilidad a las redes tróficas del ecosistema. Los análisis de varianza muestran que las variaciones respecto al seston son mayores en la estación frente a la Zona industrial (0,021±0,002). Esto se puede explicar por la dinámica de las corrientes de la Bahía de Cartagena (CIOH, 2006).

Con estos resultados también se comprueba la persistencia del mercurio en los sedimentos y su presencia en el ecosistema después de muchos años de no existir la fuente directa de contaminación. Esta fuente era generada por la planta ALCO (Chlor-alkali plant) hasta mayo de 1977 cuando no pudo operar mas (Mandelli, 1977; FAO/CCO, 1978).

La organización mundial de la salud (OMS) estipula que el nivel máximo permisible en sedimentos es de 0,1 $\mu g/g_{p.s}$. En 1978 la concentración de mercurio total en los sedimentos de la Bahía de Cartagena, de acuerdo al estudio realizado por la Comisión Colombiana Oceanográfica (FAO/CCO, 1978), era de 7 $\mu g/g_{p.s}$. En el estudio de Alonso *et al.* (2000), las concentraciones de mercurio en el sedimento en 1996 en la Bahía de Cartagena fueron de 1,9 $\mu g/g_{p.s}$. En el presente estudio la concentración promedio del ecosistema fue de 0,18 ± 0,01 $\mu g/g_{p.s}$.

Aunque la concentración de mercurio en los sedimentos ha disminuido de forma drástica después de 28 años de haber sido cerrada la planta ALCO, es importante resaltar que los niveles de mercurio total en el sedimento, siguen siendo importantes y aún en el 2006 se mantienen por encima de los límites de la OMS. Lo anterior, indica un alto impacto de la planta ALCO, como lo menciona también Alonso *et al*. (2000), haciendo que el mercurio permanezca en este ecosistema y pueda estar disponible para ingresar a las redes tróficas.

La prueba posterior (Tukey) confirma el impacto que sigue causando sobre el ecosistema el mercurio que fue vertido desde la planta ALCO, al mostrar diferencias significativas entre la estación Frente a la Zona Industrial y las demás estaciones de muestreo. De igual manera, sucede con la concentración de metil mercurio en los sedimentos donde la prueba posterior (Tukey) mostró diferencias entre la estación Frente a la Zona Industrial y las estaciones Boca Chica y Centro.

En general, en varios estudios se observa que los sedimentos adyacentes a las plantas de Chlor-alkali contienen altos niveles de mercurio (Olivero-Verbel *et al*. 2008; Gibičar *et al*. 2009; Zheng *et al*. 2011).

El análisis de correlación entre las concentraciones de mercurio y metil mercurio ($r=0,87$, $p<0,0001$) demuestran la alta dependencia de las variables indicando que para este ecosistema la presencia de mercurio en los sedimentos sugiere una biodisponibilidad del elemento para ingresar a las redes tróficas. Esto es corroborado por el análisis de correlación entre el metil mercurio y el porcentaje de metil mercurio en los sedimentos ($r=0,51$ $p=0,0096$). Estos resultados son similares a los encontrados por Kannan *et al*. (1998) y Knobeloch *et al.* (2006).

Los sedimentos actúan como un reservorio de las entradas de mercurio del pasado y las presentes debido a la afinidad de las especies de mercurio inorgánico por partículas y materia orgánica (Gagnon *et al.*, 1996; Mason y Lawrence, 1999). Varios estudios indican la afinidad del mercurio por la fracción orgánica de los sedimentos (Tseng et al. 2001; Kehrig *et al*. 2003; Gaona 2004; Selin 2009).

Para este estudio no se determinó una correlación significativa entre el porcentaje de materia orgánica respecto al mercurio total ni al metil mercurio en los sedimentos. Lo anterior, sugiriere que existen otras características hidrológicas en la Bahía de Cartagena que son mas dominantes que el porcentaje de materia orgánica en el ciclo biogeoquimico del Hg, estos resultados son similares a los de otros estudios (He *et al.*, 2007; Mason *et al.*, 2006; Manion *et al.* 2010).

En general los resultados obtenidos para seston son similares a los obtenidos para sedimentos, lo cual puede indicar un fuerte proceso de resuspensión de sedimentos en la columna de agua. Esta resuspensión de materia orgánica particulada permite que haya una vía de entrada importante del mercurio al fitoplancton en este ecosistema en particular.

De hecho al comparar los coeficientes de correlación en sedimentos y seston se observa el mismo comportamiento, el cual indica que un porcentaje importante de mercurio está siendo metilado en los compartimentos abióticos incrementando la

biodisponibilidad del contaminante para ingresar a las redes tróficas del ecosistema.

El análisis de correlación múltiple permite comprobar que las variables físico-químicas determinan la acumulación de mercurio en compartimentos abióticos del ecosistema y que también pueden determinar la biodisponibilidad del mercurio para poder ingresar a los organismos, al hacer más factibles los procesos de metilación. Las dos variables que permiten explicar mejor la concentración de mercurio total y metil mercurio en los sedimentos son el pH y el potencial redox (tabla 1), las cuales se relacionan entre sí. Para el seston las variables que explican estas concentraciones son el potencial redox y la temperatura. De igual manera otros autores han comprobado que las variables físico-químicas determinan los procesos de metilación en los sedimentos y en la columna de agua en ecosistemas marinos y estuarinos (Hintelmann *et al.* 2000; Howland *et al.* 2000; Ogrinc *et al*. 2007).

2.6 CONCLUSIONES

- Con el presente estudio se demuestra que existe un aporte constante de mercurio a la Bahía de Cartagena, donde por la dinámica de las corrientes se permite la constante resuspención de sedimentos a la columna de agua, permitiendo procesos de oxido reducción que hacen posible la metilación de mercurio por acción microbiana.

- Aunque en la Bahía de Cartagena las concentraciones de mercurio total y metil mercurio tanto en seston como en sedimentos son bajas (<0.2μg/$g_{p.s.}$), existe una fracción aproximada del 10% en ambos compartimentos que es disponible para ingresar a las redes tróficas.

- Para la Bahía de Cartagena las variables ambientales, pH y potencial redox, determinan la acumulación de mercurio en el sedimento; por otro lado, se concluye que la materia orgánica no se correlaciona con la contración de mercurio. Mientas que para el seston y la columna de agua la acumulación de mercurio esta determinada por la temperatura y el potencial redox.

- Aunque las concetraciones de mercurio total en los sedimentos de la Bahía de Cartagena han disminuido en los últimos 30 años, las concetraciones

reportadas para el año 2006 son superiores a los límites máximos permisibles de acuerdo a lo estipulado por la organización mundial de la salud, indicando que este ecosistema se encuentra contaminado con mercurio.

2.7 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abreu, S.N., A.M.V.M. Soares, A.J.A. Nogueira y F. Morgado. 2008. Tree Rings, Populus nigra L., as Mercury Data Logger in Aquatic Environments: Case Study of an Historically Contaminated Environment. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 80:294–299.

Alonso, D., P. Pineda, J. Olivero, H. González y N. Campos. 2000. Mercury levels in muscle of two fish species and sediments from the Cartagena Bay and the Ciénaga Grande de Santa Marta, Colombia. Environ. Pollut. 109:157-163.

Blanco, J.A., J.C. Narváez y E.A. Viloria. 2007. ENSO and the rise and fall of a tilapia fishery in northern Colombia. Fish. Resear. 88:100–108.

Casanova, R., M.M. Zambrano y C. Castrillon. (Eds). 2006. Evaluación de hidrocarburos aromáticos policíclicos en sedimentos superficiales de los esteros el Pajal y Candamo de la Bahia de Tumaco. Boletín Científico. CCCP. 85 – 96.

CEPAL. 1992. Plan básico para la gestión ambiental del Distrito de Cartagena de Indias. Colombia. Cartagena. 116 p.

CIOH. 1997. Proyecto regional de planificación y manejo de Bahías y áreas costeras fuertemente contaminadas del gran Caribe. Estudio de caso: Bahía de Cartagena, Colombia (Informe final). Fondo para el medio ambiente mundial. Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD). Centro de Investigaciones Oceanográficas e Hidrográficas. Cartagena. 145 p.

CIOH. 2004 Régimen de vientos y corrientes, Bahía de Cartagena. Centro de Investigaciones Oceanográficas e Hidrográficas. Cartagena. 24 p.

CIOH. 2006. Seguimiento de las condiciones oceanográficas y meteorológicas en el caribe colombiano. Dirección general marítima. Centro de Investigaciones Oceanográficas e Hidrográficas. Cartagena. 74 p.

Coquery, M., y P. Welbourn. 1995. The relationship between metal concentration and organic matter sediments and metal concentration in the aquatic macrophyte *Eriocaulon septangulare*. Wat. Resour. Res. 29:2094-2102.

Daskalakis, K., y T. O'Connor. 1995. Normalization and elemental sediment contamination in the coastal United States. Environ. Sci. Technol. 29:470-477.

Day, J.W., C.A.S. Hall, W.M. Kemp y A. Yañez-Arancibia. 1989. Estuarine ecology. Wiley publication New York. Chap 3. 558 p.

FAO/CCO. 1978. Study concerning the Mercury pollution of the Cartagena bay. Pollution Assessment Project. Colombian Oceanographic Commission. Cartagena. 63 p.

Fiorentino, J.C., J. Enzweiler y R.S. Angélica. 2011. Geochemistry of Mercury Along a Soil Profile Compared to Other Elements and to the Parental Rock: Evidence of External Input. Wat. Air Soil Pollut. Online First. DOI 10.1007/s11270-011-0769-x.

Gagnon, C., E. Pelletier y A. Mucci. 1996. Behavior of anthropogenic mercury in coastal marine sediments. Marin. Chem. 59:159–176.

Gaona, X. 2004. El mercurio como contaminante global. Desarrollo de metodologías para su determinación en suelos contaminados y estrategias para la reducción de su liberación al medio ambiente. Memoria presentada para aspirar al grado de doctor en química. Universitat Autonoma de Barcelona. 157 p.

Garay, J. 1995. Estimación de los residuos oleosos y basuras provenientes de los buques en el puerto de Cartagena de Indias. Estudio preliminar sobre instalaciones de recepción necesarias. Cartagena. 70 p.

Garay, J., y L.A. Castro. 1997. Estudio de la Contaminación por Plaguicidas, Hidrocarburos y Eutroficación en lagunas costeras del Caribe colombiano (Cuerpos de agua de Cartagena). Fase I. Dimar CIOH. 39 p.

Gibičar, D., M. Horvat, M. Logar, V. Fajon, I. Falnoga, R. Ferrara, E. Lanzillotta, C. Ceccarini, B. Mazzolai, B. Denby y J. Pacyna. 2009. Human exposure to mercury in the vicinity of chlor-alkali plant. Environ. Res. 109:355-367.

González, H. 1991. Mercury pollution caused by a chlor-alkali plant. Wat. Air Soil Pollut. 56:83-93.

González, H., y L. Brüggmann. 1991. Heavy metals in littoral deposits off Havana, Cuba. Chem. Ecol. 5:171-179 pp.

He, T., J. Lu, F. Yang y X. Feng. 2007. Horizontal and vertical variability of mercury species in pore water and sediments in small lakes in Ontario. Sci. Total. Environ. 386:53–64 p.

Hernández, J.M., y H. González. 1993. Metales pesados en la bahía de Manatí, Cuba. An. Inst. Invest. Mar. Punta Betín. 22:60-68.

Hintelmann, H., K. Keppel-Jones y R.D. Evans. 2000. Constants of mercury methylation and demethylation rates in sediments and comparison of tracer and ambient mercury availability. Environ. Toxicol. Chem. 19:2204–2211.

Howland, R.J.M., A.D. Tappin, R.J. Uncles, D.H. Plummer y N.J. Bloomer. 2000. Distributions and seasonal variability of pH and alkalinity in the Tweed Estuary, UK. Scien. Tot. Environ. 251/252: 125-138.

INVEMAR. 1997. Diagnóstico del estado actual de las comunidades bióticas de la Bahía de Cartagena y su respuesta a la contaminación. Proyecto GEF/RLA/93/G41. 110 p.

Kadiri, M., K.L. Spencer, C.M. Heppell y P. Fletcher. 2011. Sediment characteristics of a restored saltmarsh and mudflat in a managed realignment scheme in Southeast England. Hydrobiol. Online First. DOI 10.1007/s10750-011-0755-8.

Kannan, K., R.G. Smith Jr., R.F. Lee, H.L. Windom, P.T. Heitmuller, J.M. Macauley y J.K. Summers. 1998. Distribution of Total Mercury and Methyl Mercury in Water, Sediment, and Fish from South Florida Estuaries. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 34:109–118.

Kehrig, H.A., F.N. Pinto, I. Moreira y O. Malm. 2003. Heavy metals and methylmercury in a tropical coastal estuary and a mangrove in Brazil. Organic Geochem. 34:661–669.

Knobeloch, L., D. Steenport, C. Schrank y H. Anderson. 2006. Methylmercury exposure in Wisconsin: A case study series. Environ. Resear. 101:113–122.

Mandelli, E.F. 1977. Informe técnico sobre la consulta realizada en Colombia con referencia a la Contaminación por mercurio de la Bahía de Cartagena. UNESCIO PNUD, Ciudad de Mexico. 27 p.

Manion, N.C., L. Campbell y A. Rutter. 2010. Historic brownfields and industrial activity in Kingston, Ontario: Assessing potential contributions to mercury contamination in sediment of the Cataraqui River. Sci. Total. Environ. 408:2060–2067 pp.

Mason, R.P., E.H. Kim, J. Comwell y D. Heyes. 2006. An examination of the factors influencing the flux of mercury, methylmercury and other constituents from estuarine sediment (introduction). Marine Chem. 102:96-110.

Mason, R.P., y A.L. Lawrence. 1999. The concentration, distribution and bioavailability of mercury in sediments of Baltimore Harbor and Chesapeake Bay. Environ. Toxicol. Chem. 18:2138-2447.

Millan, R., R.O. Carpena, T. Schmid, M.J. Sierra, E. Moreno, J. Peñalosa, R. Gamarra y E. Esteban. 2007. Rehabilitación de suelos contaminados con mercurio: estrategias aplicables en el área de Almadén. Ecosyst. 16:56-66.

Moncaleano, A., y L. Niño. 1979. Celenterados planctónicos de la Bahía de Cartagena. Descripción, distribución y notas ecológicas. Bol. Museo Mar. 9:37-96.

Ogrinc, N., M. Monperrus, J. Kotnik, V. Fajon, K. Vidimova, D. Amouroux, D. Kocman, E. Tessier, S. Žižek y M. Horvat. 2007. Distribution of mercury and methylmercury in deep-sea surficial sediments of the Mediterranean Sea. Marin. Chem. 107:31-48.

Olivero, J., y B. Solano. 1998. Mercury in environmental samples from a waterbody contaminated by gold mining in Colombia, South America. Sci. Total Environ. 217:83–89.

Olivero-Verbel, J., B. Johnson-Restrepo, R. Baldiris-Avila, J. Güette-Fernández, E. Magallanes-Carreazo, L. Vanegas-Ramírez y N. Kunihiko. 2008. Human and crab exposure to mercury in the Caribbean coastal shoreline of Colombia: Impact from an abandoned chlor-alkali plant. Environ. Internat. 34:476-482.

Pardo-Rodriguez F.I., J.F. Ospina-Arango y R. Álvarez-León. 2003. Evaluación de los hábitos alimenticios de la ictiofauna hallada en la Bahía de Cartagena, Colombia. Dahlia (Rev. Asoc. Colomb. Ictiol.). 6:69-78.

Pascoe, G.A., P. McLaren y M. Soldate. 2002. Impact of offsite sediment transport and toxicity on remediation of a contaminated estuarine bay. Marin. Pollut. Bull. 44:1184–1193.

Pazi. I. 2001. Assessment of heavy metal contamination in Candarli Gulf sediment, Eastern Aegean Sea. Env. Mon. Ass. 174:199-208.

Ram, A., M.A. Rokade, D.V. Borole y M.D. Zingde. 2003. Mercury in sediments of Ulhas estuary. Marin. Pollut. Bullet. 46:846–857.

Restrepo, J. 1977. Tanatocenosis de los foraminíferos bentónicos recientes presentes en los sedimentos de la Bahía de Cartagena. Trabajo de grado para optar por el Título de Biólogo Marino. Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. Facultad de Biología Marina. Cartagena. 86 p.

Schaus, R. 1974. Circulación y transporte del agua en Bahía de Cartagena de Indias mediante su representación por el modelo hidrodinámico numérico de circulación. División de Oceanografía. Armada Nacional. Bogotá. 49 p.

Schuster, E, 1991: The behaviour of mercury in the soil with special emphasis on complexation and adsorption processes. A review of the literature; Water Air Soil Pollut. 56:667-680.

Selin, N.E. 2009. Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. Annual Rev. Environ. Resour. 34:43-63.

Sholupov, S., S. Pogarev, V. Ryzhov, N. Mashyanov y A. Straganov. 2004. Zeeman atomic absorption spectrometer RA – 915+ for direct determination of mercury in air and complex matrix samples. Fuel Process. Tecnol. 85:475-485.

Strickland, J.D.H., y T.R. Parson. 1972. A practical handbook of seawater analysis. Ottawa: Fisheries Research Board of Canada, Bulletin 167. 293 p.

Tseng, C.M., D. Amouroux, G. Abril, E. Tessier, H. Etcheber y O.F.X. Donard. 2001. Speciation of mercury in a fluid mud prolife of a highly turbid macrotidial estuary (Gironde, France). Environ. Scien. Technol. 35:2627-2633.

Valiela, I. 1995. Marine ecological processes. Second Edition, Springer. New York. 686 p.

Vélez, M.T., B.J. Restrepo y J. Olivero. 2003. Manejo de las aguas servidas y problemática ambiental en la ciudad de Cartagena, Colombia. 57-58. En: Fernández A., y C. Di Risio (Eds). 2003. El agua en Iberoamérica: Aspectos de la problemática urbana. CYTED. Buenos Aires. 140 p.

Zheng, N.A., J. Liu, Q. Wang y Z. Liang. 2011. Mercury contamination due to zinc smelting and chlor-alkali production in NE China. Appl. Geochem. 26:188-193.

3. ACUMULACIÓN DE MERCURIO EN LAS REDES TRÓFICAS DE UN ESTUARIO TROPICAL: Bahía de Cartagena, Caribe Colombiano

3.1 RESUMEN

El proceso de bioacumulación de metil mercurio esta determinado por la posición trófica y los hábitos alimentarios de las especies. En la Bahía de Cartagena existen cadenas tróficas sustentadas en el detrítus y en el plancton que pueden presentar diferentes patrones de bioacumulación de mercurio. Para determinar si ocurre el proceso de bioacumulación de mercurio en diferentes niveles y categorías tróficas de la Bahía de Cartagena y comparar el proceso de bioacumulación de acuerdo al origen de la energía de las cadenas tróficas (detritus y plancton). Se realizaron cinco muestreos (febrero, abril, junio, julio y octubre) en cinco estaciones Zona Industrial, Frente al Dique, Centro, Boca Chica y Tierra Bomba) de la Bahía de Cartagena, donde se colectaron muestras de peces, detritus y plancton. Se encontró una correlación positiva ($r=0,77$; $p<0,0001$) entre la concetración de mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) para fitoplancton. Todas las especies colectadas en los muestreos acumulan HgT, de las cuales diez especies de peces superan los niveles máximos permisibles de acuerdo a la OMS para poblaciones vulnerables. Se encontraron especies de peces de diferentes categorías tróficas (detritívoro, planctívoro, carnívoro de segundo y tercer orden), para las cuales entre más peso y mayor tamaño, más HgT acumulan. El porcentaje de MeHg en fitoplancton es del 22% y en el zooplancton es del 23% y en peces es >50%. Al comparar la cadena trófica detrítica y la planctónica se comprobó la mayor eficiencia en el proceso de bioacumulación de MeHg por la cadena planctónica.

3.2 INTRODUCCIÓN

Los humedales y zonas inundables se pueden asociar con un incremento en las concentraciones de mercurio en peces, probablemente porque en las zonas inundables existe gran cantidad de materia orgánica y baja concentración de oxígeno en el agua; dos variables importantes de manera indirecta en la biodisponibilidad del mercurio en estos ecosistemas (Conaway *et al.* 2003; Mirlean *et al.* 2003; Campbell *et al*. 2004). Estos factores promueven la metilación de mercurio por bacterias anaeróbicas que prosperan en ambientes con elevados

contenidos de materia orgánica (Campbell *et al*. 2004). Altas cantidades de materia orgánica también pueden quelar los compuestos de mercurio y removerlos desde su vía de metilación, reduciendo la fracción biodisponible de mercurio total (Lawrence y Mason 2001; Campbell *et al.* 2004; Heyes *et al.* 2006).

El mercurio en su forma metilada principalmente, se bioacumula a en cada uno de los niveles de las redes tróficas (Watras y Bloom 1992; Kidd *et al.* 1995). Los niveles tróficos inferiores juegan un papel importante en la bioacumulación en peces, por ejemplo, en sistemas pelágicos la bioconcentración más grande ocurre entre el agua y el fitoplancton (Watras y Bloom 1992; Mason *et al*. 1996). Por otro lado, para los organismos bénticos es muy poca la información sobre los factores que controlan la acumulación de mercurio inorgánico y metil mercurio desde sus ambientes circundantes y sobre la química de los sedimentos y el agua que controlan o determinan este proceso (Gagnon y Fisher 1997; Lawrence y Mason 2001). La entrada de mercurio a las redes tróficas vía fitoplancton se incrementa más que en el agua (Mason *et al.* 1996; Miles *et al.* 2001) y los peces obtienen más mercurio desde sus presas (Hall *et al*. 1997; Stafford y Haines 2001; Pickhardt *et al.* 2005).

Los procesos de acumulación y transporte de mercurio y metil mercurio en las redes tróficas, son muy dinámicos e involucran numerosas variables (bióticas y abióticas) que interactúan entre si, como las ambientales (salinidad, temperatura, pH, concentraciones de otros químicos orgánicos, potencial redox, contenido húmico en el sedimento, etc.), propiedades del contaminante (hidrofobicidad, lipofilicidad, especies químicas, etc.), características biológicas de los organismos (hábitos alimentarios, estaciones de crianza, condiciones larvales o post-metamórficas, posición trófica, contenido de lípidos, metabolismo, especie, edad, etc.), factores ecológicos (como hábitat de las especies y distribución) historias de vida y biodisponibilidad (entrada actual del contaminante, mecanismos de transporte, grado de contaminación etc.) y la actividad microbiana (Moore y Ramamoorthy 1984; Barron 1990; Clark *et al.* 1990; Gobas *et al*. 1999; Shin y Lam 2001; Pastor *et al.* 2004; Adams *et al.* 2010).

La dinámica trófica de los ecosistemas costeros tiende a ser compleja por el gran número de interacciones entre los organismos, por lo cual, los procesos de bioacumulación y biomagnificación pueden ser más variables y menos predecibles, debido a que son más los factores que interactúan o se relacionan, creando más incertidumbre sobre estos procesos en los niveles tróficos superiores (Cardoso *et al*. 2008). Las zonas inundables tienen redes tróficas que abarcan

ambientes terrestres y acuáticos e incluyen fauna con una variedad de estrategias alimentarias. Además, existen variados tipos de productores primarios, incluyendo plantas de marismas, manglares, praderas sumergidas y algas bentónicas, que soportan las redes tróficas detríticas; también hay redes basadas en el fitoplancton que es consumido por el zooplancton, que a su vez es el alimento de pequeños peces planctívoros.

El papel y dinámica del seston orgánico en las zonas inundables, ha sido controversial durante las dos décadas pasadas. Se cree que el seston orgánico es uno de los principales componentes de la mayoría de los ecosistemas costeros, con zonas inundables y una de las principales fuentes de alimento en estos, sin embargo, con la aplicación de isótopos estables, se ha reevaluado este concepto. Se ha demostrado que en algunos estuarios, el fitoplancton puede ser la principal fuente de alimento para los consumidores (Sullivan y Moncreiff 1990; Deegan y Garrit 1997; Currin *et al.* 2003; Mancera 2003; Duque 2004). Teniendo en cuenta que una de las consecuencias del proceso de biomagnificación es, que a mayor número de niveles e interacciones tenga una red trófica, mayor será la concentración de productos contaminantes en los consumidores tope (Berglund *et al.* 2000; Heyes *et al.* 2006); es de esperarse que en un ecosistema costero tropical, las redes tróficas detríticas trasfieran a través de ellas, más eficientemente mercurio, que las redes tróficas planctónicas por presentar menor número de eslabones e interacciones en sus cadenas alimentarias.

Las redes tróficas detríticas son más complejas que las planctónicas, es decir, las redes tróficas detritívoras tienen más interacciones o uniones entre los organismos que las conforman; y el flujo de energía es diferente de acuerdo al origen de la cadena trófica. Teniendo en cuenta las consecuencias del proceso de bioacumulación (Berglund *et al.* 2000; McIntyre y Beauchamp 2007; Jæger *et al.* 2009); es de esperarse que en un ecosistema estuarino, las redes tróficas detríticas trasfirieran a través de ellas, más eficientemente mercurio, que las redes tróficas planctónicas. Esto debido a las diferencias entre el número de interacciones y relaciones que pueden darse entre estas vías alimentarias.

La hipótesis central de la ecología estuarina, es que los estuarios en general, tienden a producir un exceso anual de materia orgánica, una parte es exportada al mar adyacente, donde representa una de las principales vías energéticas y soporta las pesquerías costeras (Odum 1983; Day *et al*. 1989). Está hipótesis ha sido analizada desde cuatro enfoques diferentes. Primero, por medio de valoraciones indirectas de la utilización del manglar con base en los estudios de

análisis de contenidos estomacales y uso del hábitat, las cuales soportan esta idea pero son consideradas como evidencia indirecta; la observación de elevadas cantidades de seston en el estomago de grandes consumidores, no necesariamente implica utilización de ésta materia orgánica (Odum y Heald 1972; Yáñez-Arancibia *et al.* 1993).

Segundo, usando correlaciones estadísticas entre las áreas de manglar y la captura de peces o camarón. Sin embargo, estas correlaciones entre el área de manglar y la pesquería se deben principalmente, a la capacidad de proporcionar un hábitat para adultos, estados juveniles y larvales de diferentes especies (Turner 1977; Hatcher *et al.* 1989; Primavera 1996).

Tercero, usando estudios del flujo y balance de masas del ecosistema estuarino, los cuales muestran que este concepto se cumple en algunos estuarios y que está relacionado con las condiciones geomorfológicas de cada ecosistema (Golley *et al.* 1962; Odum y de la Cruz 1967; Wafar *et al.* 1997; Li y Lee 1998).

Cuarto, estudios sobre la abundancia de isótopos naturales ($\delta^{13}C$, $\delta^{15}N$, $\delta^{34}S$) con los cuales se argumenta que la materia orgánica exportada desde las marismas, no contribuye significativamente al carbono orgánico particulado en aguas adyacentes a la costa, esta técnica no muestra una relación fuerte y directa entre el trasporte de detritus del manglar y la utilización dentro de las redes tróficas (Haines 1976; Rodelli *et al.* 1984). Trazando la materia orgánica del manglar a través de las cadenas tróficas estuarinas, se comprobó que el valor nutricional del detritus del manglar fue, a menudo muy restringido espacialmente en los estuarios (Zieman *et al*. 1984; Harrigan *et al.* 1989; Fleming *et al.* 1990; Rezende *et al*. 1990; Ambler *et al*. 1994, Hemminga *et al*. 1994; Newell *et al*. 1995; Cifuentes *et al*. 1996; Primavera 1996; France 1998, Hayase *et al.* 1999; Lee 2000; Bouillon *et al.* 2002a, Bouillon *et al.* 2002b; Fry y Smith 2002).

De acuerdo con los valores de isótopos para manglar, fitoplancton y sedimentos, se ha detectado una gran diferencia entre los valores promedio de $\delta^{13}C$ para sedimentos y hojas de manglar, las cuales se atribuyeron a que los sedimentos tienen fuentes adicionales de materia orgánica como sucede en varios estuarios (Stoner y Zommerman 1988; Hemminga *et al*. 1994; Dittel *et al*. 1997; Bouillon *et al*. 2002b). En un estudio realizado en el complejo lagunar de la Ciénaga Grande de Santa Marta, Caribe Colombiano, se muestra que los valores de $\delta^{13}C$ entre sedimentos y hojas de manglar cambian a través de un gradiente de salinidad,

decreciendo desde la zona más hacia la menos salina, esto indica que en la zona menos salina los manglares son la principal fuente de carbono orgánico (Mancera 2003), lo cual coincide con lo observado en estuarios superiores de sistemas de manglar (Rodelli *et al*. 1984; Newell *et al.* 1995). Sin embargo, la baja relación C:N de sedimentos en la zona menos salina son mas similares a otras fuentes de materia orgánica, tales como fitoplancton (Holligan 1984), o bacterioplancton, que a plantas vasculares, lo cual probablemente es el resultado de la inmovilización de nitrógeno por bacterias durante la descomposición de las hojas de manglar (Cifuentes *et al.* 1996).

Los contaminantes orgánicos son altamente solubles en lípidos y son significativamente influenciados por las dinámicas lipídicas. La adaptación de un organismo al almacenamiento de lípidos influencia la bioacumulación de contaminantes orgánicos y una transferencia eficiente a la descendencia como resultado de huevos y leche ricos en lípidos. Los lípidos son asimilados más eficientemente desde el intestino con ayuda de las proteínas y el contaminante orgánico es cotransportados con los lípidos (Abdelouahab et al. 2010; Migdal et al. 2010).

El tamaño del cuerpo es una variable importante cuando se consideran diferentes especies o individuos de una población. Un cambio en el tamaño del cuerpo puede influenciar la bioacumulación de contaminantes orgánicos por alterar las tasas de los procesos y como resultado del cambio de superficie con relación al volumen y por eso altera las tasas de eliminación o metabolismo. En organismos que tienen un intercambio directo con el agua como los invertebrados y los peces el incremento en el tamaño del cuerpo reduce la eliminación de contaminantes orgánicos porque reduce la relación superficie volumen y es menor la tasa de respiración (Burger *et al* 2006; Al-Saleh *et al.* 2011).

El objetivo de este trabajo es determinar si el proceso de bioacumulación de mercurio total y metil mercurio en plancton y peces ocurre de forma activa y si hay diferencia en el proceso desde niveles tróficos basales con diferentes fuentes energéticas (detritus y plancton) en la Bahía de Cartagena. Para responder a la hipótesis: en un ecosistema costero en el que se acumula mercurio total y metil mercurio en sus compartimentos abióticos en bajas concentraciones el proceso de Bioacumulación se da activamente y la magnitud del mismo depende de la fuente energética original de las cadenas tróficas.

3.3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.3.1 Área de estudio

El área donde se realizo el estudio es la Bahía de Cartagena Caribe Colombiano, su ubicación y características están explicadas en el capítulo 2 (figura 6).

3.3.2 Colecta de muestras

Se realizaron cinco muestreos en los meses de febrero, abril, junio, agosto y octubre de 2006, durante los cuales se colectó en cinco estaciones correspondientes a Frente a la zona Industrial, Centro de la Bahía, Frente al canal del Dique, Tierra Bomba y Boca Chica muestras de plancton (figura 6). Las muestras de peces se colectaron sin tener en cuenta las estaciones, considerando que estos organismos tienen la capacidad de moverse libremente por todo el ecosistema.

Obtención de muestras de plancton: en cada estación y para cada época climática, se colectaron tres muestras de plancton mediante una bomba de succión Rule 1000, conectada a una batería de 12 voltios, haciendo fluir 10 L de agua (por cada muestra) por un set de tamices de 250, 125 y 63 μm. Las muestras se tomaron relativamente a la misma hora. Posteriormente cada una de las fracciones se recogió en frascos de plástico previamente tratados y fueron fijadas inmediatamente (Duque 1997). Con estas muestras se realizó la caracterización de plancton.

De igual manera, en cada estación y para cada época climática, se colectó una muestra con una red de arrastre para plancton de 80 μm, haciendo que la lancha girara alrededor del punto de muestreo a una velocidad constante por 10 minutos. Posteriormente, el material obtenido se paso por un set de tamices plásticos de 250, 125 y 63 μm. Las muestras se tomaron más o menos a la misma hora. Posteriormente cada una de las fracciones se recogió en frascos de plástico y se mantuvieron a 4°C hasta llegar al laboratorio. Con cada una de estas fracciones se determinó la concentración de mercurio total y metil mercurio.

Obtención de muestras de peces: en cada época climática se colectaron ejemplares de diferentes especies, con diferentes hábitos alimentarios y niveles tróficos en toda la Bahía de Cartagena (Bernhard 1976). Se colectaron ejemplares representantes de diferentes niveles tróficos, detritívoros, planctívoros, omnívoros y carnívoros. El muestreo se realizó con una atarraya o por compra directa a pescadores artesanales, teniendo en cuenta que los especímenes se encontraran en buenas condiciones. Los peces se empacaron individualmente en bolsas de polietileno de baja densidad previamente rotuladas y tratadas. Posteriormente se mantuvieron 4°C hasta llegar al laboratorio (Bernhard 1976; Campos 1992; Marcovecchio y Moreno 1992, Alonso y Pineda 1997).

3.3.3 Fase de laboratorio

Muestras de Plancton: para la caracterización del plancton se realizó el conteo de los organismos de fitoplancton que corresponden a la fracción de 63 µm, con un microscopio óptico marca Olympus, siguiendo la metodología planteada por Vidal y Carbonell (1975) usando un aumento de 40x hasta alcanzar un máximo de 300 células del individuo más abundante. Las muestras de zooplancton se observaron de igual manera en microscopio óptico marca Olympus en 10X, analizando 1 ml de cada muestra correspondientes a la fracción de 125 y 250 µm, siguiendo la metodología planteada por Duque (1997). Se utilizó como criterio de abundancia el porcentaje, así: de 0 a 5%, género o grupo raro, de 5 a 10%, común, y superior a 10%, abundante.

Determinación de mercurio total: un proceso de microfiltración fue realizado a las muestras de plancton con el objeto de retirar la mayor cantidad de agua, luego fueron congeladas y liofilizadas. Posteriormente, fueron pesados 2 mg de muestra en una balanza analítica OHAUS Explorer Pro, utilizando papel parafinado libre de mercurio y colocada en los porta muestras para su posterior análisis.

El mercurio total fue analizado utilizando absorción atómica por vapor frío (CV-AAS), luego de digestión ácida y reducción con SnCl2. La digestión fue realizada empleando una mezcla de H_2SO_4 – HNO_3 2:1 v/v a 100-110 ºC por 3 horas. Para la cuantificación se empleó una curva de calibración, utilizando estándares certificados. La totalidad de las muestras, los estándares para la curva de calibración y los controles de calidad fueron medidos mínimo por duplicado. La variabilidad entre los valores obtenidos para una misma muestra siempre fue menor al 7% y el límite de detección osciló entre 6-8 ng/g.

Determinación de metil mercurio: El metil mercurio fue determinado por cromatografía de gases, con detector de captura de electrones (PNUMA/FAO/OIEA, 1987). Entre 0.2 y 0.3 $g_{p.s}$ de material biológico fue digerido con 2.8 ml HCl, 2.0 g NaBr y 14 ml de tolueno. La mezcla fue homogenizada por 15 min en un vortex y luego centrifugada. 6.0 ml de una solución de cisteína al 1.4% w/v fueron agregados, la mezcla fue agitada y luego centrifugada, removiendo posteriormente la fase orgánica. La fase acuosa fue combinada con 1.2 ml de HCl 6N, 0.5 g NaBr y 4 ml de tolueno, sometida a agitación y luego centrifugada. Al final de este proceso, la fase acuosa fue descartada y 5 µL de la fase orgánica (tolueno) fueron inyectados en un Cromatógrafo de Gases Modelo PE Autosystem XL. La temperatura de la columna fue mantenida a 100 ºC por 1 min, con programación de temperatura hasta alcanzar 140 °C (5 ºC/min), y permaneció a la misma durante 4 min. La columna capilar utilizada fue una megabore de 30 m x 0.53 mm di, RTX-1701, 14% cianopropilfenil, 86% dimetilsiloxano; gas de arrastre fue He a 8 ml/min y el gas “make up” empleado fue N2 a 45 ml/min; la temperatura del puerto de inyección y el detector fueron 140°C y 240 ºC, respectivamente.

Muestras de peces: una vez en el laboratorio, a cada uno de los ejemplares se les midió la longitud total y estándar con un ictiómetro aproximando al mm más cercano, se determinó el peso húmedo total con una balanza, el sexo y el estado de madurez sexual. Se extrajo el estómago de cada individuo para posterior caracterización del contenido estomacal.

Contenido estomacal: a cada individuo se le realizó un corte longitudinal y se separo el contenido. Evaluando de esta manera el grado o porcentaje de llenado, utilizando la escala propuesta por FAO (1975) y Franco-Rodríguez y García-Forero (1982), la cual establece valores entre 0 y 1; 0 representa un estómago vacío; ½ casi vacío; ¾ medio lleno y 1 lleno totalmente. Cada una de las presas fue separada por categoría o ítems alimentarios.

Determinación de mercurio total: a cada individuo se le removió la aleta pectoral del lado izquierdo junto con la piel, con cuchillos estériles plásticos se cortó una porción de 3 cm de ancho por el alto del pez, se tuvo cuidado para que el corte se realizara desde el origen de la aleta dorsal (dirección anteroposterior) y se retiró la piel. La muestra se depositó en un frasco de vidrio previamente tratado y se congeló hasta el momento del análisis.

El método utilizado en la determinación de mercurio total y metil mercurio fue el de digestión básica, originalmente publicado por Magos (1971), y aplicado por otros autores para análisis de especies de mercurio (Kelly *et al.* 2006). Este método permite el análisis de Hg inorgánico y orgánico por CV-AAS, sin emplear cromatografía de gases. Una muestra de músculo de 0.5 g fue digerida con NaOH al 45% y una solución de cisteína-NaCl al 1% para cada uno. Para determinar el mercurio total, éste es reducido con una mezcla de $SnCl_2$ y $CdCl_2$. Esta última sal rompe los enlaces carbono-mercurio y permite la reducción de Hg^{2+} a Hg^0, por lo tanto, lo induce al burbujear el Hg^0 hacia el equipo de absorción atómica (AA).

Determinación de metil mercurio: para determinar el mercurio inorgánico, la reducción es efectuada sólo con $SnCl_2$, el mercurio orgánico no es reducido a Hg^0 y por lo tanto no es leído por el AA. La diferencia entre las dos lecturas ofrece el valor para Hg orgánico o metil mercurio.

3.3.4 Tratamiento de datos

Para el análisis de la variables físico-químicas, y de las concentraciones de mercurio y metil mercurio en fitoplancton y zooplancton, se realizó un análisis de varianza univariado (ANOVA) por época climática y por estación de muestreo como variables independientes por medio del programa estadístico SAS 9.1 (SAS 2003). Los test de normalidad se obtuvieron mediante la transformación de logaritmo + 1. Se aplicó la prueba de medias de cuadrados mínimos de Tukey-Kramer para determinar diferencias entre estaciones y épocas de muestreo con un nivel de significancia de 95%. Se realizaron análisis de correlación múltiple entre las variables biológicas y las concentraciones de mercurio y metil mercurio en fitoplancton, zooplancton y peces. Se realizaron análisis de correlación simple entre las concentraciones de mercurio y metil mercurio para fitoplancton, zooplancton y peces.

Para poder determinar el proceso de acumulación de mercurio y metil mercurio en el ecosistema, se calculó el factor de bioacumulación (FBA) para fitoplancton, zooplancton y peces. Para esto se aplico el FBA definido por diferentes autores (Mackay y Fraser, 2000; Streets *et al*., 2006; Wu *et al*. 2011) como:

$$FBA = \frac{C_0}{C_w}$$

Donde C_o es la concentración de la sustancia (en este caso mercurio o metil mercurio) en el organismo. C_w es la concentración de la sustancia en una fase de la columna de agua.

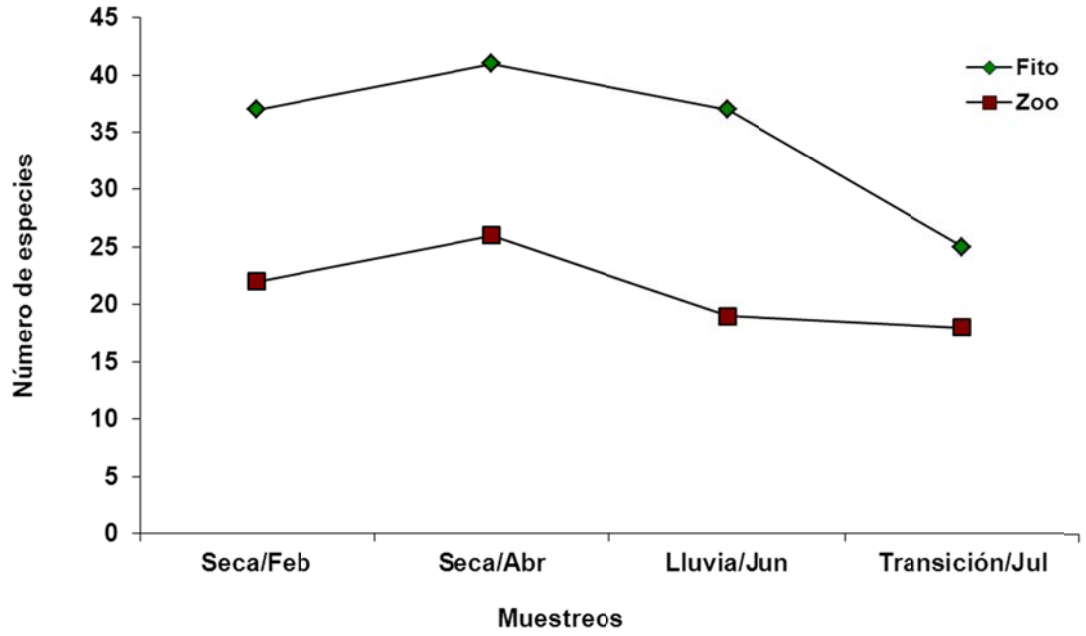
Se realizaron análisis de correlación simple entre los FBA de mercurio total y metil mercurio respecto a la concentración de mercurio para determinar posibles patrones del contaminante en los organismos.

3.4 RESULTADOS

3.4.1 Plancton

Durante el año 2006 la riqueza de fitoplancton y zooplancton en la Bahía de Cartagena respecto a la variación anual (figura 19) presenta los valores más altos en el mes de abril que corresponde a la época seca (41 y 26), los valores para fitoplancton siempre son mayores comparados con los de zooplancton. El ANOVA mostro que no hay diferencias significativas por épocas de muestreo ni para fitoplancton (p=0,2697), ni para zooplancton (p= 0,1924).

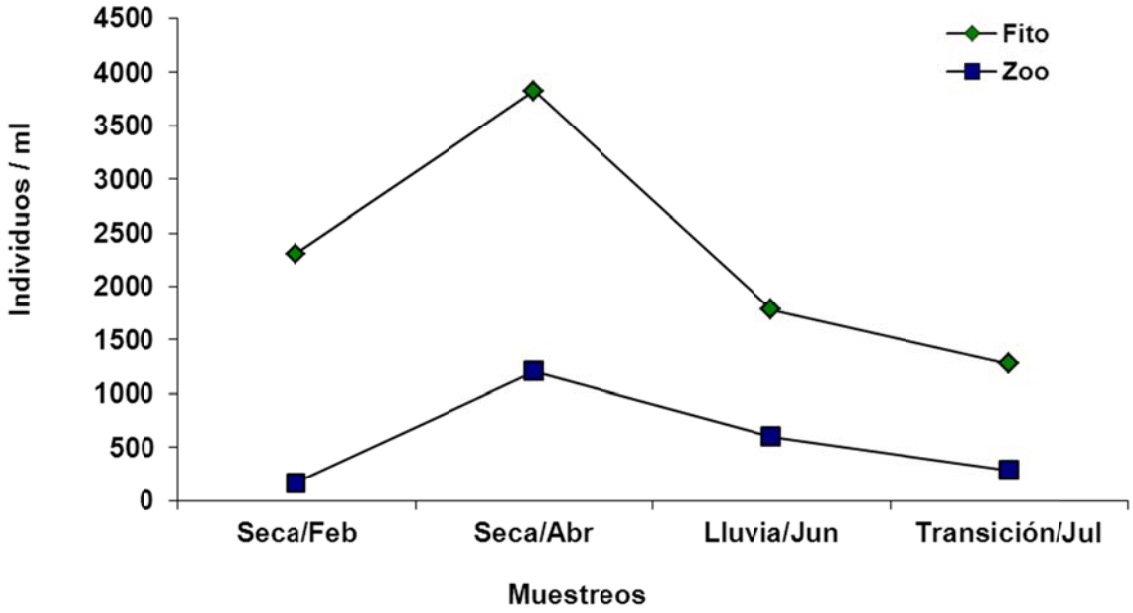
Figura 18. Variación de la riqueza de fitoplancton (Fito) y zooplancton (Zoo) por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena.



*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio.

Respecto a la abundancia de fitoplancton y zooplancton en la Bahía de Cartagena respecto a la variación anual (figura 20) presenta los valores más altos en el mes de abril que corresponde a la época seca (3827 y 1209), los valores para fitoplancton siempre son mayores comparados con los de zooplancton. El ANOVA mostro que no hay diferencias significativas por épocas de muestreo para zooplancton (p= 0,1090). Sin embargo, si existen diferencias significativas para fitoplancton (p=0,0492). La prueba posterior (Tukey) mostro que las diferencias son entre la época seca (abril) y la época de lluvias (p=0,0404).

Figura 19. Variación de la abundancia de fitoplancton (Fito) y zooplancton (Zoo) por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena.



*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio.

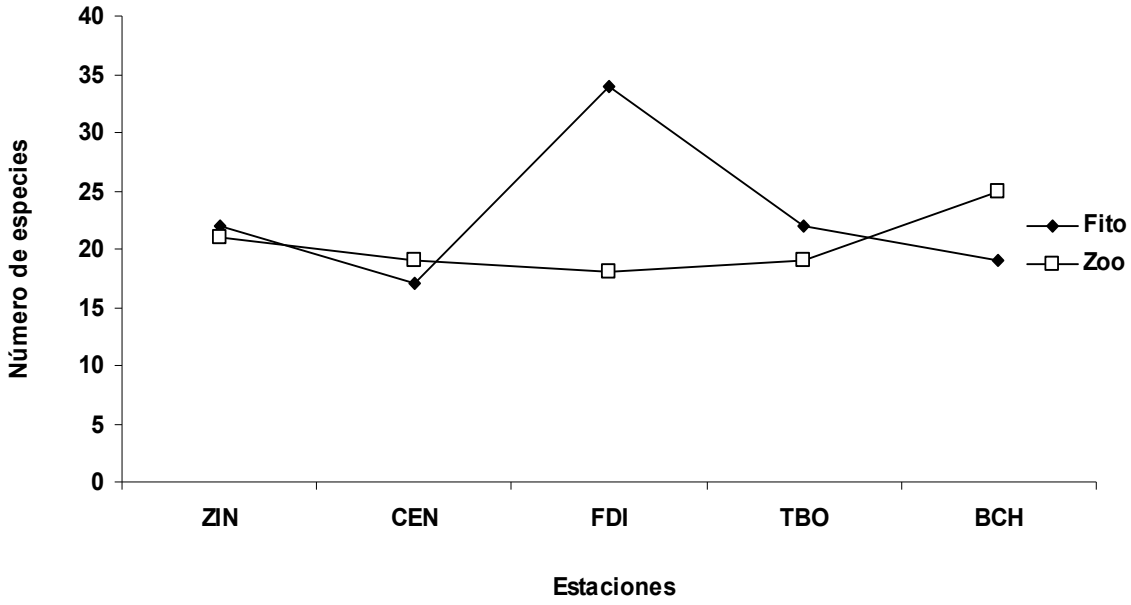
Para las estaciones de muestreo, la mayor riqueza en fitoplancton se presentó en la estación frente al dique (34), mientras que para zooplancton se presentó en la estación Boca Chica (25) que corresponde a la zona marina del ecosistema (figura 21). El ANOVA mostro que no hay diferencias significativas por estaciones de muestreo ni para fitoplancton (p= 0,5167), ni para zooplancton (p= 0,6810).

Respecto a la abundancia del fitoplancton, esta se comporto al contrario de la riqueza encontrando la menor abundancia (586) en la estación frente al Dique, la cual presenta la mayor riqueza (figura 22). Las mayores abundancias para el zooplancton se presentaron en las estaciones frente a la zona industrial (597) y Bocha Chica (510), comportándose de manera similar a los datos obtenidos para riqueza. El ANOVA mostró que no existen diferencias significativas por estaciones de muestreos para fitoplancton (p=0,1012), ni para zooplancton (p=0,8653).

Los análisis de correlación entre zooplancton y fitoplancton muestran que el modelo es válido para la correlación entre la riqueza y la abundancia del

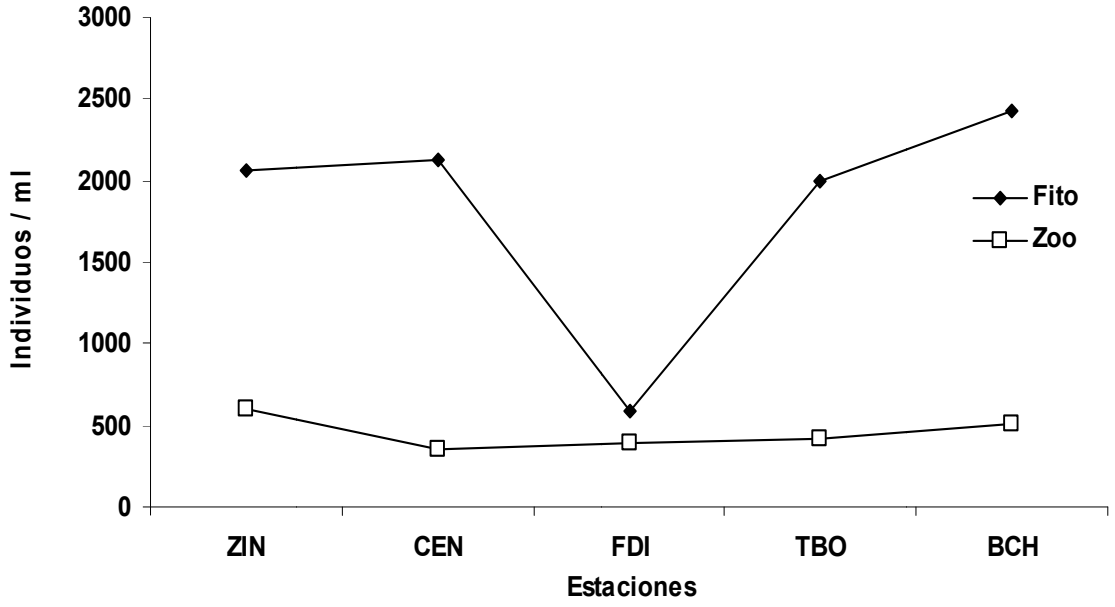
zooplancton (figura 23) con una correlación positiva entre las variables (r=0,78; p=0,0001).

Figura 20. Variación de la riqueza de fitoplancton (Fito) y zooplancton (Zoo) por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.



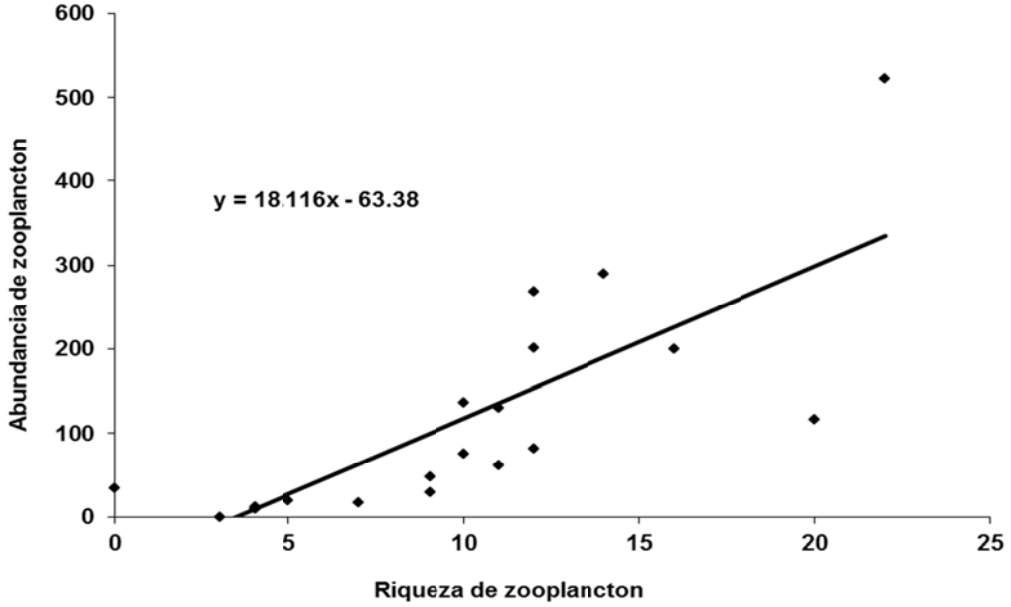
*FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

Figura 21. Variación de la abundancia de fitoplancton (Fito) y zooplancton (Zoo) por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.



*FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

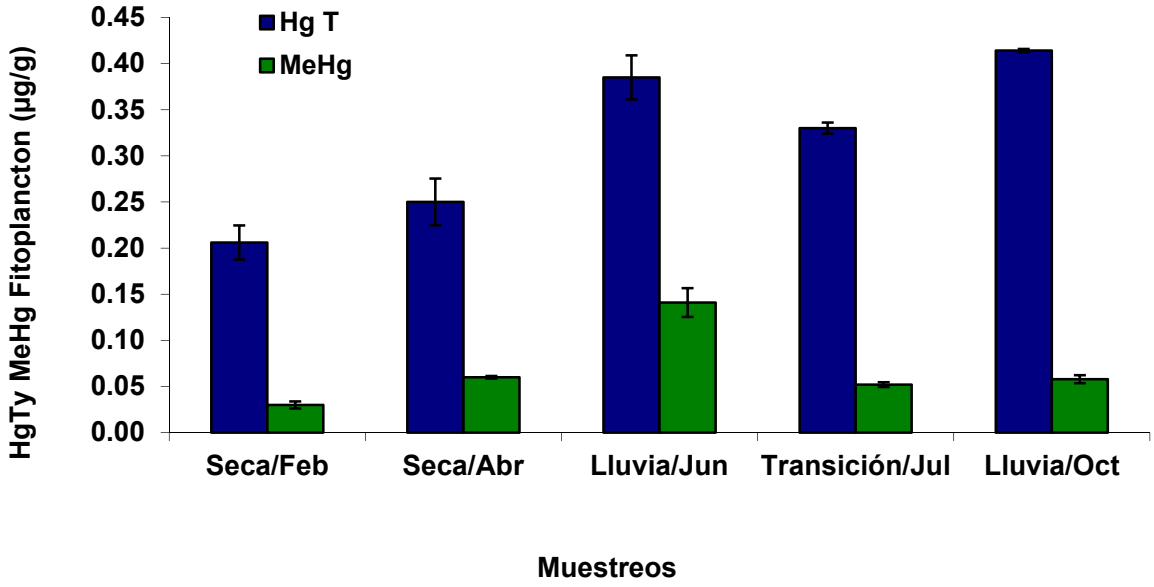
Figura 22. Relación entre la abundancia y la riqueza de zooplancton de la Bahía de Cartagena.



El HgT en el fitoplancton (µg/$g_{p.s}$) de la Bahía de Cartagena muestra un aumento gradual desde el inicio de la época seca hasta el final de la época húmeda (figura 24). De esta manera, se observan los valores más bajos en el mes de febrero que corresponde al inicio de la época seca (0,21±0,019) y los más altos en el mes de octubre que corresponde al final de la época húmeda (0,41±0,002). El ANOVA mostró que existen diferencias significativas (p=0,0016) por épocas de muestreo para HgT. La prueba posterior (Tukey) mostró que las diferencias son entre la época seca (abril) y las demás épocas de muestreo, transición (julio p=0,0084) y lluvias (junio p=0,0163 y octubre p=0,0010).

El MeHg en el fitoplancton presenta un comportamiento similar al del HgT. Los valores más altos en el fitoplancton se midieron en la época de lluvias en el mes de junio (0,14±0,02). De igual manera, el ANOVA mostró que existen diferencias significativas entre épocas de muestreo (p=0,0321) para las concentraciones de MeHg en el fitoplancton. La prueba posterior (Tukey) mostró que las diferencias son entre la época seca y la época de lluvias (p=0,0202).

Figura 23. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el fitoplancton por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena.

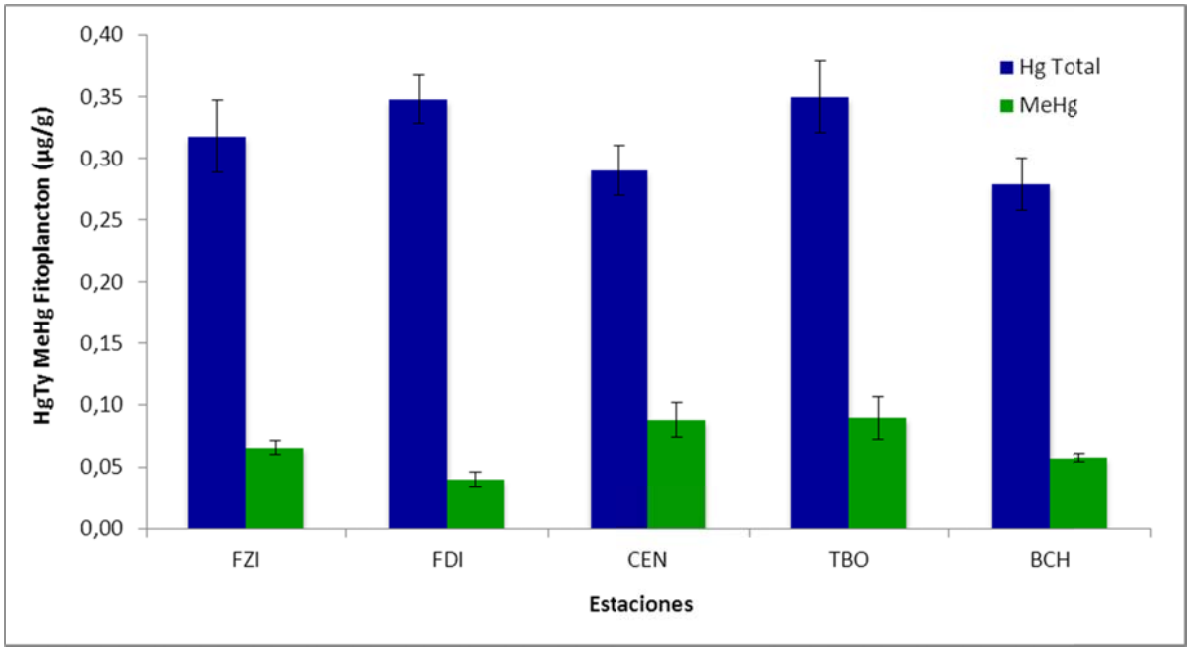


*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio. Las barras indican el error estándar.

Para las estaciones de muestreo en el fitoplancton no se observó ningún patrón ni para HgT ni para MeHg (figura 25). La concentración de HgT (µg/$g_{p.s}$) es mayor en las estaciones Frente al Dique y Tierra Bomba (0,35±0,03). Las mayores concentraciones de MeHg se midieron en la estaciones Centro y Tierra Bomba (0,09±0,02). El ANOVA mostró que no hay diferencias significativas entre estaciones de muestreo para las concentraciones de HgT (p=0,8512) y MeHg (p=0,3666) en fitoplancton.

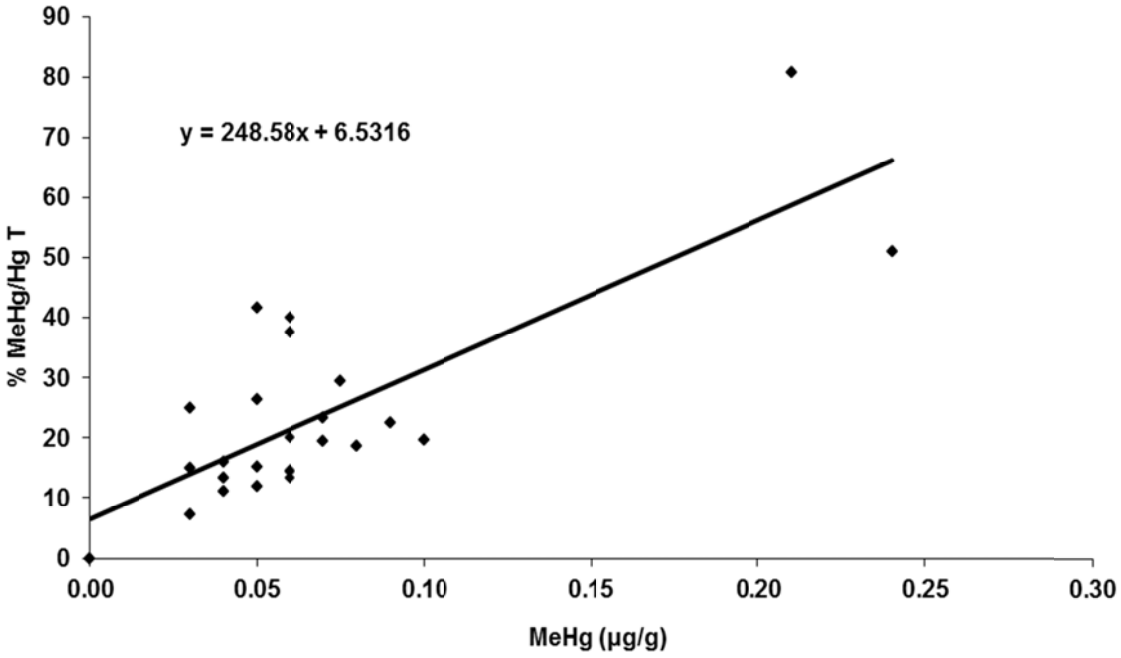
Del HgT en el fitoplancton (0,32±0,005), el 22% correspondió a MeHg. Los análisis de correlación muestran que el modelo es válido entre la concentración de MeHg y el porcentaje de MeHg (figura 26) con una correlación positiva entre estas variables (r=0,77; p<0,0001).

Figura 24. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el fitoplancton por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.



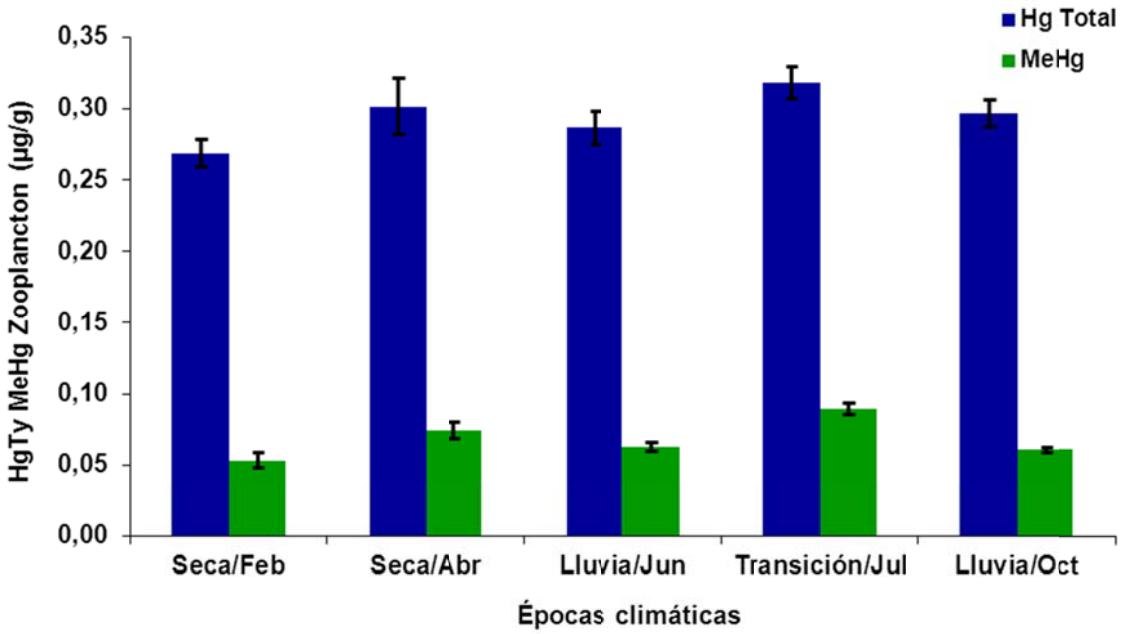
*FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica. Las barras indican el error estándar.

Figura 25. Relación entre las concentraciones de metil mercurio (MeHg) y el porcentaje de metil mercurio (MeHg) en el fitoplancton de la Bahía de Cartagena.



Durante el periodo de muestreo el HgT y el MeHg en el zooplancton (µg/g) de la Bahía de Cartagena, no presentaron un patrón definido (figura 27). Los valores más bajos se determinaron en el mes de febrero que corresponde al inicio de la época seca para HgT (0,27±0,01) y para MeHg (0,05±0,01). El ANOVA mostró que no hay diferencias significativas por épocas de muestreo para HgT (p=0,8951), ni para MeHg (p=0,4006) en el zooplancton.

Figura 26. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el zooplancton por épocas de muestreo en la Bahía de Cartagena.

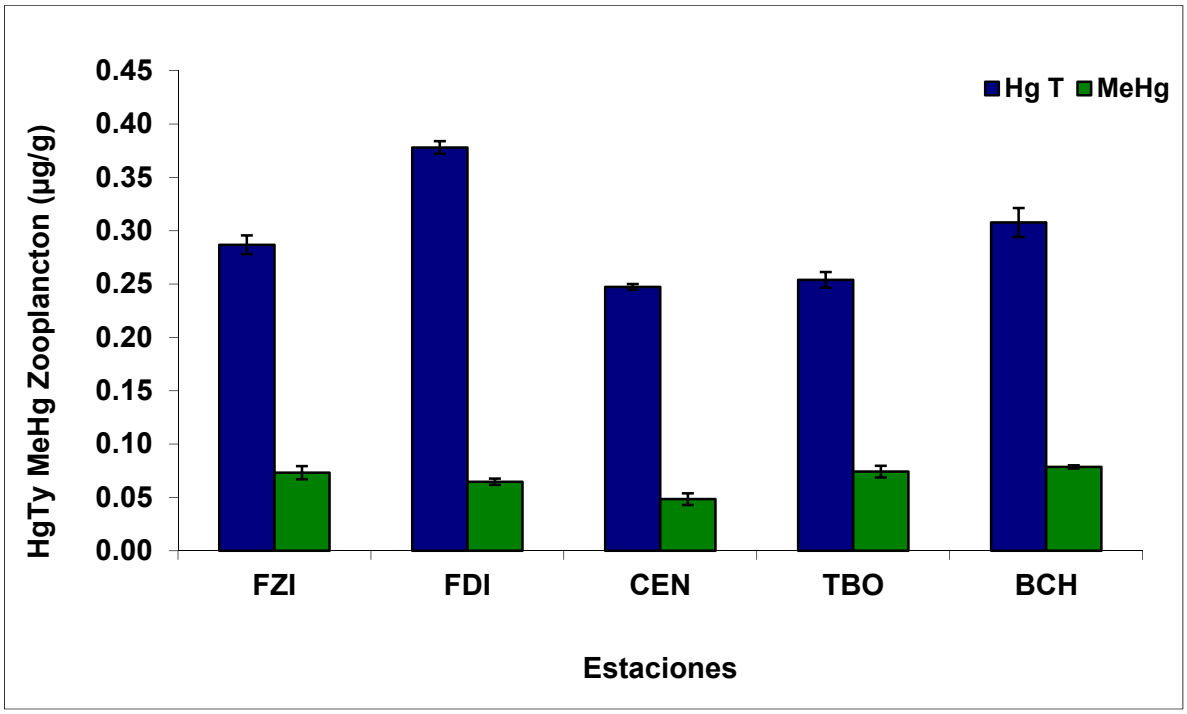


*Feb.: febrero, Abr.: abril, Jun.: junio, Jul.: julio. Las barras indican el error estándar.

De igual manera, en las estaciones de muestreo no se observó ningún patrón ni para HgTl ni para MeHg en el zooplancton (figura 28). La concentración de HgT (µg/$g_{p.s}$) es mayor en las estaciones Frente al Dique y Tierra Bomba (0,35±0,03). Las mayores concentraciones de MeHg se determinaron en la estaciones Centro y Tierra Bomba (0,09±0,02). Sin embargo el ANOVA mostró que existen diferencias significativas entre estaciones de muestreo para las concentraciones de HgT (p=0,0015). Al contrario, el ANOVA mostró para MeHg que no hay diferencias significativas (p=0,7914) entre estaciones de muestro.

La prueba posterior (Tukey) mostró que las diferencias significativas son entre la estación centro y las estaciones frente al Canal del Dique (p=0,0048) y frente a la Zona Industrial (p=0,0014).

Figura 27. Mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg) en el zooplancton por estaciones de muestreo en la Bahía de Cartagena.



*FZI: frente a la zona industrial. FDI: frente al dique. CEN: centro de la bahía. TBO: Tierra Bomba. BCH: Boca Chica.

Del HgT en el zooplancton (0,29±0,002) el 23% corresponde a MeHg. Los análisis de correlación muestran que los modelos son válidos entre la concentración de HgT y el porcentaje de MeHg (figura 29) con una correlación negativa entre estas variables ($r=-0,41$; $p=0,0435$). Entre la concentración de MeHg y el porcentaje de MeHg (figura 30) con una correlación positiva entre estas variables ($r=0,85$; $p<0,0001$).

Figura 28. Relación entre las concentraciones de mercurio total (Hg T) y el porcentaje metil mercurio (MeHg) en el zooplancton de la Bahía de Cartagena.

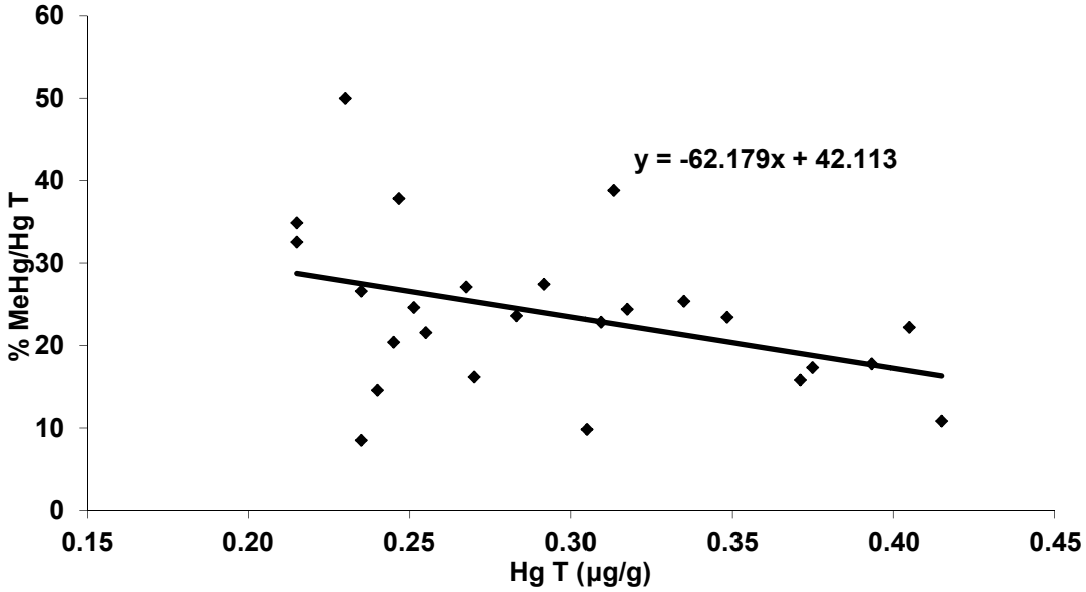
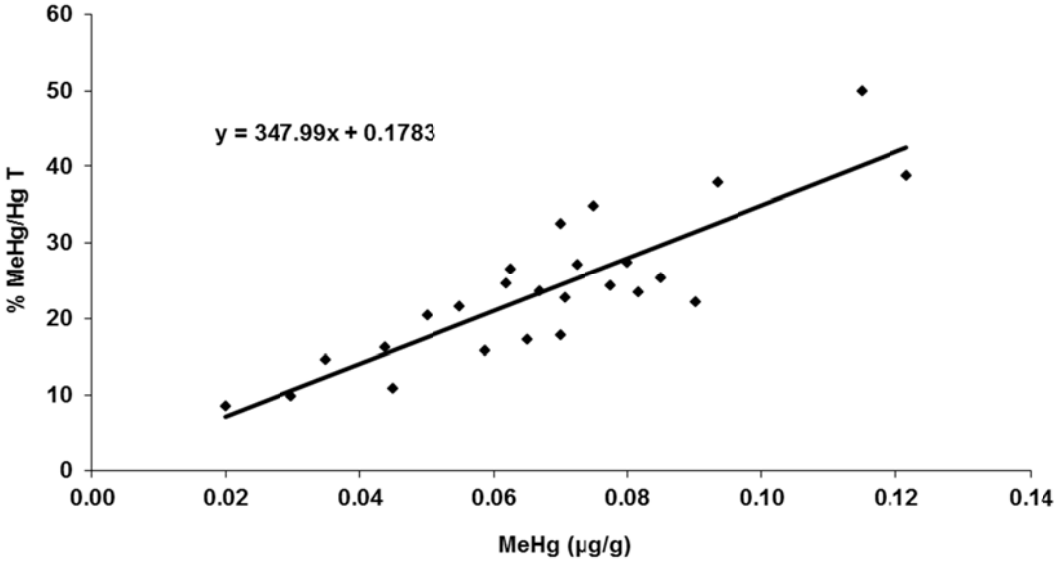


Figura 29. Relación entre las concentraciones de metil mercurio (MeHg) y el porcentaje de metil mercurio (MeHg) en el zooplancton de la Bahía de Cartagena.



3.4.2 Peces

Todos los peces recolectados en el año 2006 en la Bahía de Cartagena se clasificaron taxonómicamente (tabla 2) y se determinaron variables biológicas (tabla 2); por medio de la revisón de contenidos estomacales se realizo la caracterización trófica. Se identificaron 26 especies, pertenecientes a 13 familias (tabla 2). Para seis especies se colectó solo un individuo durante los cinco muestreos, estas especies no se tuvieron en cuenta en los análisis estadísticos. Con el contenido estomacal se determinaron las presas más importantes en la dieta de las 26 especies (tabla 3). Con la determinación de las presas más importantes y la caracterización trófica encontrada en la revisión bibliográfica se determinó el nivel trófico de cada especie para este estudio (tabla 3).

Los resultados mostraron que dos especies son detritívoras, una especies es planctívora, dos son omnívoras, dos son carnívoras de primer orden, siete son carnívoras de segundo orden y doce son carnívoras de tercer orden (tabla 3).

De igual manera se determinó la concentración de HgT y MeHg de todos los individuos colectados (159) para las 26 especies del estudio (tabla 4). El análisis mostró que todas las especies acumulan HgT y MeHg. La especie con mayor concentración de HgT en músculo es *Oligoplites palometa* (1,20±0,19 µg HgT/g, 1,07±0,17 µg MeHg/g) y la especie con menor concentración de HgT en el músculo es *Mugil liza* (0,02 µg HgT/g, 0,01 µg MeHg/g). Todas las especies presentan porcentajes de MeHg respecto al HgT iguales o superiores al 50% (tabla 4).

Para los análisis de correlación solo se tuvieron en cuenta las especies con tres o más individuos, es decir 19 en total. Estos análisis entre HgT y el MeHg en músculo de peces mostraron que los modelos son válidos para las todas las especies con correlaciones positivas fuertes (tabla 4). El análisis de correlación entre la concentración de HgT con las variables biológicas, mostró que el modelo se cumple para siete especies. Se observa una diferencia en la variable biológica con la cual se correlaciona el Hg para todas las especies (tabla 5).

Tabla 2. Variables biológicas de las especies de peces colectadas durante los cinco muestreos en la Bahía de Cartagena.

Familia	Especie	n	Tto	Tst	Peso
Elopidae	*Elops saurus*	12	41,28±0,32	32,11±0,26	329,88±8,26
Clupeidae	*Opisthonema oglinum*	24	20,85±0,07	15,09±0,13	78,28±0,77
Muraenesocidae	*Cynoponticus savanna*	1	75,5	-----	940
Ariidae	*Ariopsis sp.*	4	24,85±1,08	20,80±0,84	165,875±26,15
Ariidae	*Bagre marinus*	1	24	18	90
Ariidae	*Cathorops mapale*	6	22,85±0,23	18,42±0,20	90,83±3,14
Centropomidae	*Centropomus ensiferus*	11	24,49±0,52	19,75±0,55	212,28±33,01
Carangidae	*Caranx crysos*	1	21,5	17,2	126
Carangidae	*Caranx hippos*	3	17,13±0,33	13,57±0,25	51,67±4,81
Carangidae	*Oligoplites palometa*	6	26,27±0,14	21,78±0,16	153,07±6,02
Gerreidae	*Diapterus rhombeus*	4	14,15±0,18	10,25±0,16	32,25±2,19
Lutjanidae	*Lutjanus synagris*	4	21,45±0,43	17,00±0,37	145,00±9,46
Haemulidae	*Haemulon bonariense*	5	17,90±0,09	14,32±0,10	73,00±1,67
Haemulidae	*Haemulon steindachneri*	3	18,83±2,94	15,17±2,41	131,33±55,93
Scianidae	*Bairdiella ronchus*	6	15,88±0,45	12,67±0,39	54,67±4,06
Scianidae	*Cynoscion jamaicensis*	13	22,41±0,24	18,87±0,22	127,94±3,78
Scianidae	*Corvula sanctaeluciae*	2	23,00±0,35	19,25±0,53	145,00±10,61
Scianidae	*Isopisthus parvipinnis*	6	23,67±0,26	20,00±0,25	144,17±4,78
Scianidae	*Menticirrhus americanus*	1	23,5	19,5	30
Scianidae	*Micropogonias furnieri*	1	20,6	16,9	80
Scianidae	*Stellifer griseus*	6	17,72±0,07	14,00±0,05	60,00±1,18
Scianidae	*Umbrina coroides*	4	19,50±0,42	15,63±0,44	45,00±5,95
Mugilidae	*Mugil incilis*	16	28,88±0,23	22,82±0,17	139,86±2,13
Mugilidae	*Mugil liza*	1	46	42	893,8
Scombridae	*Scomberomorus brasiliensis*	9	39,83±0,42	33,56±0,28	248,66±6,27
Trichuridae	*Trichiurus lepturus*	9	72,93±1,18	-----	243,5±12,10

*n: número de individuos. Tto: largo total (cm). Tst: largo estándar (cm). Peso (g).

Tabla 3. Categoria trófica y presas encontradas para las especies de peces de la Bahía de Cartagena.

Especie	Presas	Categoria trófica
Mugil incilis	Diatomeas-Detritus-Dinoflagelados	Detritívoro
Mugil liza	Diatomeas-Dinoflagelados	Detritívoro
Opisthonema oglinum	Fitoplancton-Diatomeas-Copepodos	Planctívoro
Menticirrhus americanus	Sin presas	Omnívoro*
Umbrina coroides	Peces-Detritus-Vegetales	Omnívoro
Bagre marinus	Poliquetos	Carnívoro primer orden
Diapterus rhombeus	crustáceos- zooplancton	Carnívoro primer orden
Micropogonias furnieri	Crustaceos-zooplancton-engraulido	Carnívoro segundo orden
Elops saurus	Engraulide-crustáceos	Carnívoro segundo orden
Ariopsis sp.	Peces-Camarones-Detritus	Carnívoro segundo orden
Cathorops mapale	Detritus-Peces-poliquetos	Carnívoro segundo orden
Lutjanus synagris	Oligoplites-crustáceos	Carnívoro segundo orden
Haemulon bonariense	Peces-crustáceos y bivalvos	Carnívoro segundo orden
Haemulon steindachneri	Peces-bivalvos	Carnívoro segundo orden
Caranx crysos	Peces-camarones	Carnívoro tercer orden
Caranx hippos	Peces-camarones	Carnívoro tercer orden
Oligoplites palometa	Engraulide	Carnívoro tercer orden
Centropomus ensiferus	peces-camarones	Carnívoro tercer orden
Cynoponticus savanna	Diapterus	Carnívoro tercer orden
Bairdiella ronchus	Cathorops mapale	Carnívoro tercer orden
Cynoscion jamaicensis	Engraulidae	Carnívoro tercer orden
Corvula sanctaeluciae	Peces	Carnívoro tercer orden
Isopisthus parvipinnis	Peces	Carnívoro tercer orden
Stellifer griseus	Cathorops	Carnívoro tercer orden
Scomberomorus brasiliensis	Engraulide	Carnívoro tercer orden
Trichiurus lepturus	Engraulidae	Carnívoro tercer orden

*Datos para 26 especies colectadas durante cinco muestreos en la Bahía de Cartagena. * Especie con estomago vacío, se determinó su nivel trófico solo de acuerdo a la revisión bibliográfica.

Tabla 4. Concentraciones de mercurio total y metil mercurio en músculo de peces de la Bahía de Cartagena

Categoría trófica	Especie	n	Hg T	MeHg	% MeHg
Detritívoro	*Mugil incilis*	16	0,07±0,00	0,04±0,00	57.1
Detritívoro	*Mugil liza*	1	0.02	0.01	50.0
Planctívoro	*Opisthonema oglinum*	24	0,21±0,01	0,18±0,01	85.7
Omnívoro	*Menticirrhus americanus*	1	0.05	0.03	60.0
Omnívoro	*Umbrina coroides*	4	0,16±0,04	0,13±0,04	81.3
Carnívoro 1	*Bagre marinus*	1	0.15	0.11	73.3
Carnívoro 1	*Diapterus rhombeus*	4	0,11±0,01	0,08±0,00	72.7
Carnívoro 2	*Micropogonias furnieri*	1	0.05	0.03	60.0
Carnívoro 2	*Elops saurus*	12	0,14±0,01	0,10±0,01	71.4
Carnívoro 2	*Ariopsis sp.*	4	0,09±0,02	0,065±0,02	72.2
Carnívoro 2	*Cathorops mapale*	6	0,21±0,01	0,17±0,01	81.0
Carnívoro 2	*Lutjanus synagris*	4	0,10±0,01	0,07±0,01	70.0
Carnívoro 2	*Haemulon bonariense*	5	0,10±0,01	0,08±0,01	80.0
Carnívoro 2	*Haemulon steindachneri*	3	0,53±0,21	0,50±0,21	94.3
Carnívoro 3	*Caranx crysos*	1	0.58	0.52	89.7
Carnívoro 3	*Caranx hippos*	3	0,07±0,01	0,05±0,01	71.4
Carnívoro 3	*Oligoplites palometa*	6	1,20±0,19	1,07±0,17	89.2
Carnívoro 3	*Centropomus ensiferus*	11	0,12±0,00	0,10±0,00	83.3
Carnívoro 3	*Cynoponticus savanna*	1	0.22	0.2	90.9
Carnívoro 3	*Bairdiella ronchus*	6	0,15±0,01	0,12±0,01	80.0
Carnívoro 3	*Cynoscion jamaicensis*	13	0,19±0.00	0,16±0,00	84.2
Carnívoro 3	*Corvula sanctaeluciae*	2	0,24±0,01	0,18±0,01	75.0
Carnívoro 3	*Isopisthus parvipinnis*	6	0,23±0,02	0,19,0,02	82.6
Carnívoro 3	*Stellifer griseus*	6	0,15±0,01	0,12±0,01	80.0
Carnívoro 3	*Scomberomorus brasiliensis*	9	0,09±0,00	0,07±0,00	77.8
Carnívoro 3	*Trichiurus lepturus*	9	0,13±0,01	0,10±0,01	76.9

*Valores para 26 especies colectadas durante cinco muestreos en la Bahía de Cartagena. n: número de individuos. Hg T: mercurio total (µg/g). MeHg: metil mercurio (µg/g). % MeHg: porcentaje de metil mercurio respecto al mercurio total.

Tabla 5. Análisis de correlación simple entre la concentración de mercurio total y metil mercurio y entre la concentración de mercurio total y las variables biológicas.

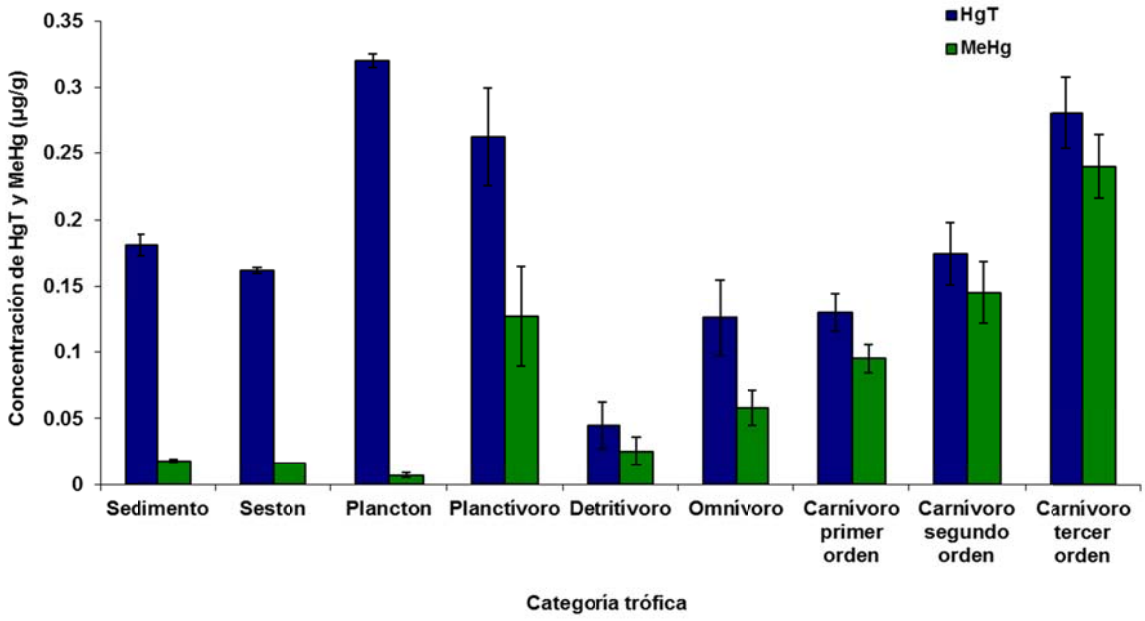
Familia	Especie	n	MeHg	Tto	Tst	Peso
Elopidae	*Elops saurus*	12	r = 0,99; p<0,0001	----------	----------	----------
Clupeidae	*Opisthonema oglinum*	24	r = 0,99; p<0,0001	r = 0,60; p=0,0025	----------	r = 0,60; p=0,0013
Ariidae	*Ariopsis sp.*	4	r = 0,99; p=0,0028	----------	----------	r = 0,98; p=0,0225
Ariidae	*Cathorops mapale*	6	r = 0,96; p=0,0024	r = 0,95; p=0,0036	r = 0,94; p=0,0047	----------
Centropomidae	*Centropomus ensiferus*	11	r = 0,99; p<0,0001	----------	----------	----------
Carangidae	*Caranx hippos*	3	r = 0,99; p<0,0001	----------	----------	----------
Carangidae	*Oligoplites palometa*	6	r = 0,99; p<0,0001	----------	----------	----------
Gerreidae	*Diapterus rhombeus*	4	r = 0,99; p=0,0124	----------	----------	----------
Lutjanidae	*Lutjanus synagris*	4	r = 0,98; p=0,0162	----------	----------	----------
Haemulidae	*Haemulon bonariense*	5	r = 0,98; p=0,0025	----------	----------	----------
Haemulidae	*Haemulon steindachneri*	3	r = 0,99; p=0,0054	----------	----------	r = 0,99; p=0,0320
Scianidae	*Bairdiella ronchus*	6	r = 0,99; p<0,0001	----------	----------	----------
Scianidae	*Cynoscion jamaicensis*	13	r = 0,96; p<0,0001	r = 0,83; p=0,0004	r = 0,84; p=0,0003	r = 0,73; p=0,0046
Scianidae	*Isopisthus parvipinnis*	6	r = 0,99; p=0,0001	r = 0,89; p=0,0188	r = 0,90; p=0,0149	r = 0,87; p=0,0263
Scianidae	*Stellifer griseus*	6	r = 0,98; p=0,0006	----------	----------	----------
Scianidae	*Umbrina coroides*	4	r = 0,99; p=0,0045	----------	----------	----------
Mugilidae	*Mugil incilis*	16	r = 0,99; p<0,0001	r = 0,79; p=0,0003	r = 0,76; p=0,0006	r = 0,72; p=0,0015
Scombridae	*Scomberomorus brasiliensis*	9	r = 0,95; p<0,0001	----------	----------	----------
Trichuridae	*Trichiurus lepturus*	9	r = 0,99; p<0,0001	----------	----------	----------

* Valores para 19 especies colectadas durante cinco muestreos en la Bahía de Cartagena. n: número de individuos. MeHg: metil mercurio. Tto: largo total. Tst: largo estándar.

3.4.3 Bioacumulación

Todas los organismos colectados en el estudio (fitoplancton, zooplancton y peces) se agruparon de acuerdo a su categoría trófica: productor primario, planctívoro, detritívoro, omnívoro, carnívoro de primer orden, carnívoro de segundo orden ó carnívoro de tercer orden. Posteriormente se determinó el promedio de la concentración de HgT y de MeHg para cada categoría (figura 31). Los valores más altos de HgT (0,32±0,005) corresponden al plancton y los más bajos (0,05±0,018) corresponden a las especies detritívoras. Respecto al MeHg, los valores más bajos corresponden al plancton (0,007±0,002) y los más altos (0,24±0,024) los presentan los carnívoros de tercer orden.

Figura 30. Valores promedios de mercurio total (HgT) y Metil mercurio (MeHg) en peces de diferentes categorías tróficas en la Bahía de Cartagena, colectados durante todo el periodo de muestreo.



Para HgT el factor de bioacumulación (FBA) muestra que el proceso se da activamente para 13 de las 30 especies colectadas (tabla 6). Respecto al MeHg el proceso se da activamente en 28 de las 29 especies colectadas. Una especie (*Mugil liza*) no bioacumula ni HgT ni MeHg, categorizada en un nivel trófico basal (detritívoro). Para todas las especies el factor de biocumulación de MeHg es mayor que el FBA de HgT.

No se observa un patrón general en el proceso de bioacumulación del HgT para las diferentes especies colectadas, encontrándose especies de niveles tróficos basales que si bioacumulan como fitoplancton y zooplancton) y algunas especies de niveles tróficos superiores que no lo bioacumulan como *Haemulon bionariense* carnívoro de segundo orden, o *Scomberomorus brasilensis* carnívoro de tercer orden.

Los análisis de correlación muestran que existe una correlación negativa entre el logaritmo de la concentración de HgT de cada individuo y el FBA de HgT ($r=-0,70$, $p<0,001$) (figura 32); el mismo comportamiento se observa para MeHg ($r=-0,45$, $p<0,001$) (figura 33). Existe una correlación positiva entre el logaritmo del FBA de HgT y el logaritmo del FBA MeHg ($r=0,80$, $p<0,001$) (figura 34).

Se tomaron los FBA de MeHg, por ser éste el compuesto de mayor importancia toxicológica, para generar un modelo del proceso en diferentes especies del ecosistema, teniendo en cuenta las vías de trasferencia de energía en el ecosistema, es decir la vía detrítica y la vía planctónica y el nivel trófico de cada especie (figura 35). Se observa, cómo en general y a medida que aumenta el nivel trófico, aumenta la magnitud del proceso de bioacumulación. Al comparar las dos cadenas tróficas (detrítica y planctónica) se observa que la magnitud del proceso de bioacumulación es mayor en la cadena basada en el plancton que en la cadena basada en el detritus.

Tabla 6. Factores de Bioacumulación para todos los organismos colectados en la Bahía de Cartagena.

Categoría trófica	Especie	FBA HgT	FBA MeHg
Productor primario	Fitoplancton	2.0	4.9
Planctívoro	Zooplancton 125 µm	1.9	4.3
Planctívoro	*Opisthonema oglinum*	1.3	10.8
Detritivoro	*Mugil incilis*	0.4	2.7
Detritivoro	*Mugil liza*	0.1	0.6
Omnívoro primer orden	Zooplancton 250 µm	1.6	3.7
Omnívoro primer orden	Camaron	0.1	0.6
Omnívoro segundo orden	*Menticirrhus americanus*	0.3	1.8
Omnívoro segundo orden	*Umbrina coroides*	1.0	7.6
Carnívoro primer orden	*Bagre marinus*	0.9	6.7
Carnívoro primer orden	*Diapterus rhombeus*	0.7	4.7
Carnívoro segundo orden	*Micropogonias furnieri*	0.3	1.8
Carnívoro segundo orden	*Ariopsis sp.*	0.5	4.0
Carnívoro segundo orden	*Cathorops mapale*	1.3	10.5
Carnívoro segundo orden	*Elops saurus*	0.9	6.4
Carnívoro segundo orden	*Haemulon bonariense*	0.6	4.6
Carnívoro segundo orden	*Haemulon steindachneri*	3.3	30.5
Carnívoro segundo orden	*Lutjanus synagris*	0.6	4.3
Carnívoro tercer orden	*Centropomus ensiferus*	0.8	5.9
Carnívoro tercer orden	*Bairdiella ronchus*	0.9	7.0
Carnívoro tercer orden	*Caranx crysos*	3.6	31.7
Carnívoro tercer orden	*Caranx hippos*	0.4	2.8
Carnívoro tercer orden	*Corvula sanctaeluciae*	1.5	11.0
Carnívoro tercer orden	*Cynoponticus savanna*	1.4	12.2
Carnívoro tercer orden	*Cynoscion jamaicensis*	1.2	9.8
Carnívoro tercer orden	*Isopisthus parvipinnis*	1.4	11.6
Carnívoro tercer orden	*Oligoplites palometa*	7.4	64.9
Carnívoro tercer orden	*Scomberomorus brasiliensis*	0.6	4.3
Carnívoro tercer orden	*Stellifer griseus*	0.9	7.1
Carnívoro tercer orden	*Trichiurus lepturus*	0.8	6.2

* FBA: factor de bioacumulación. HgT: mercurio total. MeHg: metil mercurio.

Figura 31. Relación entre el logaritmo de las concentraciones de mercurio total y el logaritmo del FBA de mercurio total de las especies colectadas en la Bahía de Cartagena.

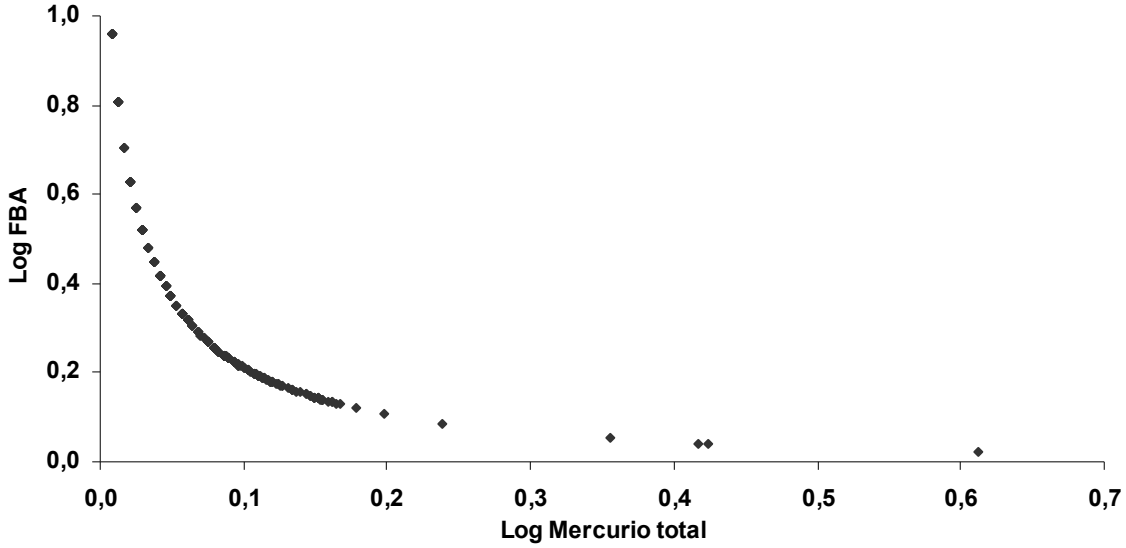


Figura 32. Relación entre el logaritmo de las concentraciones de metil mercurio y el logaritmo del FBA de metil mercurio de las especies colectadas en la Bahía de Cartagena.

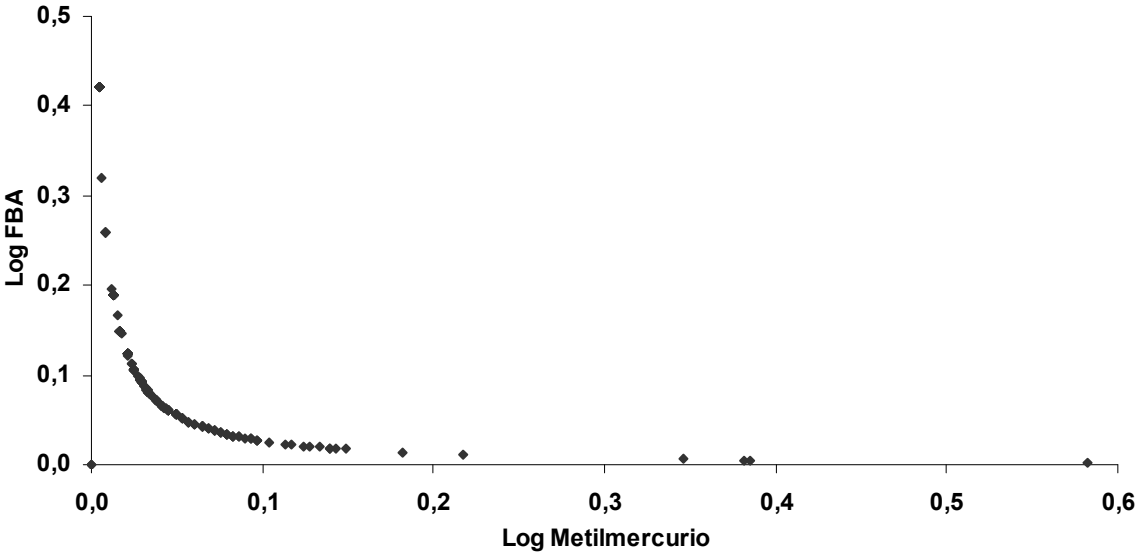


Figura 33. Relación entre el logaritmo del FBA de mercurio total y el logaritmo del FBA de metil mercurio total de las especies colectadas en la Bahía de Cartagena.

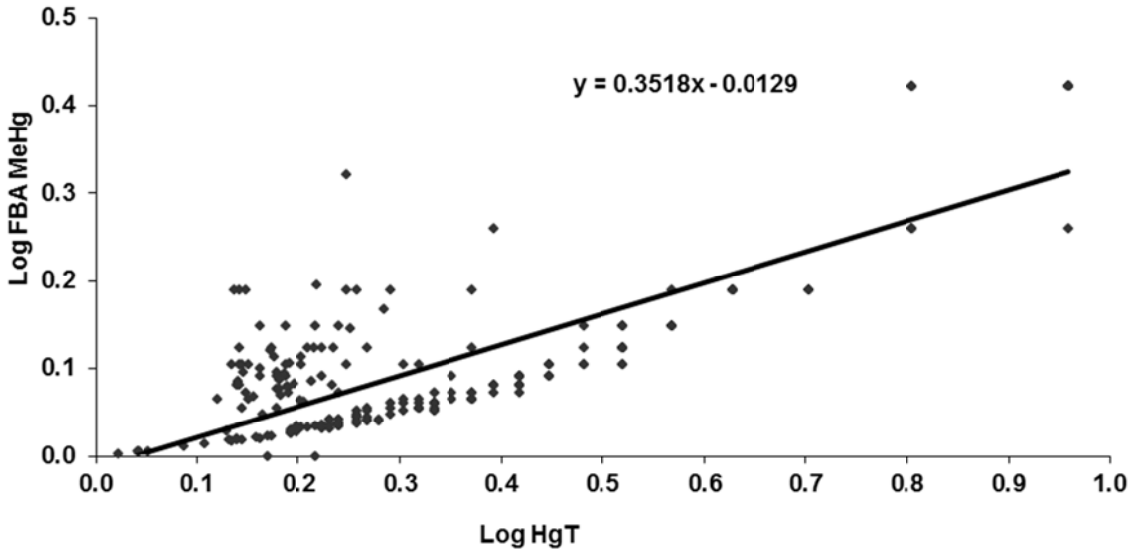
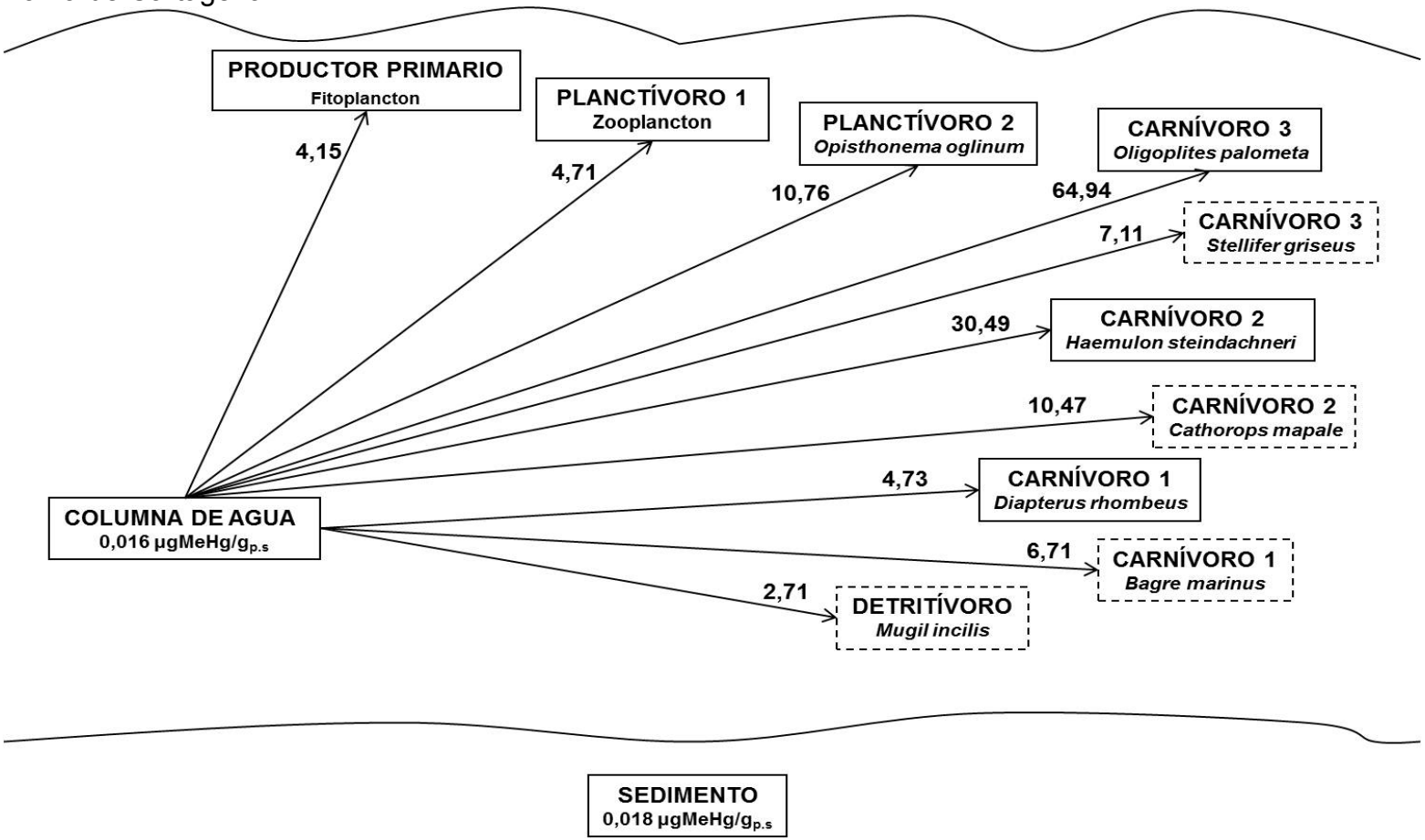


Figura 34. Modelo de bioacumulación de metil mercurio para organismos de diferentes categorías tróficas de la Bahía de Cartagena.



* 1= primer orden, 2= segundo orden, 3= tercer orden. Las líneas punteadas indican transferencia energética desde el detritus. Los valores sobre las líneas indican el valor del factor de bioacumulación.

3.5 DISCUSIÓN

3.5.1 Plancton

La caracterización biológica de fitoplancton para la Bahía de Cartagena, permite determinar que la mayor riqueza se presentó en la estación frente al dique (34); este resultado es de esperarse teniendo en cuenta que el ecosistema recibe aportes importantes de agua dulce a través del Canal del Dique (Arias 1984; Vidal y Carbonell 1976). Estos resultados son similares a los encontrados por otros autores en ecosistemas estuarinos, al relacionar la distribución del fitoplancton con las entradas de nutrientes (Jochem 2003; Qiu *et al*. 2010). Por el contrario, la menor abundancia se presentó en la estación frente al dique.

La caracterización biológica de zooplancton para la Bahía de Cartagena, mostró que la mayor riqueza y abundancia se presentó en la zona marina en la estación de Boca Chica (25; 510) mientras que la menor riqueza y abundancia se presento en la zona con menor salinidad que corresponde a la estación frente al Dique (18; 347). La distribución del zooplancton se encuentra directamente influenciada por las entradas de agua dulce, como se ha reportado por otros autores en ecosistemas estuarinos, al relacionar la distribución del zooplancton con la salinidad (Kimmerer 2002; Marques *et al*. 2006; Primo *et al*. 2009).

La salinidad es una variable determinante en la riqueza de especies y abundancia para fitoplancton y zooplancton. A excepción de la abundancia de fitoplancton, el análisis de varianza muestra que para este estudio, no existen diferencias significativas por épocas de muestreo, ni estaciones de muestreo. Esto es explicado en parte, porque la salinidad tampoco presenta diferencias significativas por épocas de muestreo ($p=0,9386$).

El análisis de correlación muestra que solo la riqueza y la abundancia para el zooplancton, están correlacionadas ($r=0,78$; $p=0,0001$). Esto se debe a que las variaciones espaciales y temporales del zooplancton están determinadas en alguna medida por la depredación y competencia (Uriarte y Villate 2004).

De acuerdo al análisis de mercurio total y metil mercurio en el fitoplancton, se observó que existen diferencias significativas entre épocas de muestreo para mercurio ($p=0,0016$) y metil mercurio ($p=0,0321$). Este resultado demuestra una posible descarga de mercurio que está ingresando a las redes tróficas

planctónicas en época de lluvias, por deposición atmosférica o por el incremento del aporte de aguas desde el canal de Dique, el cual es un brazo del río Magdalena.

De igual manera, diferentes estudios realizados en zonas estuarinas para determinar la distribución y resuspensión de contaminantes en la columna del agua y su relación con las épocas de muestreo, concluyen que en época de lluvias se incrementa la concentración de los contaminantes atrapados en la materia orgánica particulada de la columna de agua (Cordeiro 1987; Nascimiento *et al*. 2006). Esto se debe también a la disminución de la salinidad que reduce la liberación de las formas iónicas, de los complejos orgánicos (materia orgánica de origen vegetal, principalmente). Esta resuspensión podría implicar una vía de entrada del contaminante al fitoplancton.

La correlación positiva entre el HgT y el MeHg en el fitoplancton ($r=0,77$; $p<0,0001$) indica la facilidad con la cual se da el proceso de acumulación de MeHg en este eslabon de la cadena trófica. Este resultado es importante en la dinámica trófica del ecosistema, teniendo en cuenta que el fitoplancton representa uno de los niveles tróficos basales de los ecosistemas estuarinos y la transferencia de Hg puede estar determinada por su abundancia y riqueza (Chen y Folt 2005).

Respecto al mercurio total y metil mercurio del zooplancton, se encontraron diferencias significativas solo para mercurio total ($p=0,0015$). Sin embargo, no se ve un patrón en las concentraciones, incluso la prueba de Tukey mostró que no hay diferencias entre las zona más marina y la zona de mezcla de aguas. Los análisis muestran cómo las zonas con mayor influencia de aguas continentales (Zona Industrial $p=0,0014$ y Canal del Dique $p=0.0048$), pueden determinar una entrada del contaminante a la columna de agua; como lo han reportado en otros estudios (Cordeiro 1987; Nascimiento *et al*. 2006).

El porcentaje de MeHg en fitoplancton (22%) y zooplancton (23%), permiten evidenciar que el proceso de bioacumulación de MeHg se dan de forma activa en estos eslabones, al comparar estos porcentajes con el encontrado para la materia orgánica particulada (10%), se observa el incremento en la acumulación de MeHg en las redes tróficas planctónicas. Este resultado muestra que el mercurio orgánico (MeHg) es la forma química predominante del Hg que es acumulada por los organismos planctónicos. También podría indicar que las condiciones de los ecosistemas estuarinos facilitan el proceso de metilación e incrementan la

biodisponibilidad del Hg a los demás organismos de las redes tróficas. Resultados similares y que soportan estas ideas se han encontrado en estudios realizados en diferentes organismos de ecosistemas acuáticos como invertebrados y peces (Bowles *et al.* 2001; Mason *et al.* 2000; Kehrig *et al.* 2008).

El zooplancton puede contribuir de manera importante en la transferencia de mercurio en las redes tróficas (Ritterhoff y Zauke 1997). Se determinó una correlación negativa entre la concentración de HgT y el porcentaje de MeHg en zooplancton (r=-0,41; p=0,0435), que indica que en las zonas con mayor abundancia de zooplancton existe mayor biodisponibilidad de MeHg que puede ser acumulada por este eslabon o mayor concetración de fitoplancton que ha acumulado MeHg y esta siendo consumido activamente por el zooplancton. Lo anterior es importante en la dinámica de transferencia de mercurio en la Bahía de Cartagena, teniendo en cuenta que el zooplancton es un nivel trófico basal de las cadenas tróficas estuarinas.

Varios autores han demostrado que los ecosistemas marino costeros y estuarinos son ambientes propicios para que se den de forma activa, los procesos de metilación en el sedimentos (Choi y Bartha 1994; Gilmour *et al.* 1998; Martin-Doimeadios *et al*. 2004; Merritt y Amirbahman 2009). En el presente estudio se encontró un correlación positiva entre las variables físico-químicas y la concentración de mercurio en los sedimentos (r=0,77; p=0,003) (capitulo 2).

En la Bahía de Cartagena la resuspensión de los sedimentos y la dinámica de las corrientes hacen que parte del mercurio biodisponible en los sedimentos pase a la columna de agua con la materia orgánica particulada (capitulo 2) y de esta manera este biodisponible para ingresar principalmente al fitoplancton y al zooplancton donde se puede bioacumular y así ser bioacumulado por los demás eslabones de las cadenas tróficas del estuario.

3.5.2 Peces

El análisis de la comunidad íctica de la Bahía de Cartagena para el año 2006, demostró que no existen cambios importantes en las preferencias alimenticias de las especies colectadas en el estudio, de acuerdo a investigaciones anteriores en la zona (Álvarez y Blanco 1985 y Pardo-Rodríguez *et al*. 2003).

Los análisis de HgT y MeHg en músculo de los peces, mostraron que las 26 especies acumulan Hg y MeHg en sus músculos. En este estudio se encontraron niveles importantes de Hg en diez especies, teniendo en cuenta solo las especies de las que se colecto más de un individuo (20 especies). Esta clasificación se hace teniendo en cuenta lo estipulado por la organización mundial de la salud (WHO) que establece como máximos permisibles para consumo de la población vulnerable 0,2 µg/g. La población vulnerable corresponde a mujeres gestantes, niños y comunidad que consume diariamente esta fuente de alimento. Adicional, es importante resaltar que de estas diez especies dos presentan niveles por encima de los máximos permisibles para consumo de la población en general (0,5 µg/g); es decir, la población que consume esporádicamente esta fuente de alimento.

Estos resultados permiten comprobar que el proceso de acumulación de Hg por parte de la comunidad íctica en la Bahía de Cartagena se da activamente, es decir, bioacumulan. También se demuestra que existe una diferencia en los patrones del proceso de bioacumulación de HgT y de MeHg. Los resultados muestran que para el MeHg, que es la forma química mas toxica del mercurio, el proceso se da en todas las especies estudiadas.

Al comparar el porcentaje de MeHg en sedimentos (10%), materia orgánica particulada MOP (10%), fitoplancton (22%), zooplancton (23%) y peces (>50%) se observa, cómo aumenta la magnitud del proceso de bioacumulación de MeHg y por tanto la biodisponibilidad de este elemento para pasar a través de las redes tróficas y ser acumulado por los diferentes organismos del ecosistema. También permite ver la importancia que tienen los niveles o categorías tróficas basales de las redes tróficas (detritus y productor primario) en el proceso de trasferencia del contaminante; dejando ver una mayor eficiencia (medida como la capacidad de bioacumular la sustancia) a través del plancton.

Este resultado está explicado en parte, por la biodisponibilidad del Hg en el ecosistema, la cual se comprobó por la acumulación de HgT y MeHg en sedimento y materia orgánica particulada suspendida en la columna de agua, el cual está en algún porcentaje biodisponible para ingresar a los organismos del ecosistema.

Los análisis de correlación muestran que el mercurio total se correlaciona positivamente con el metil mercurio ($r \geq 0,95$ $p \leq 0,02$) en las 19 especies, lo cual indica la fuerte relación entre estas variables y por tanto la biodisponibilidad del Hg

en todos los niveles tróficos. Para cinco especies (*O. oglinum, C. mapale, C. jamaicensis, I. parvipinnis, M. incilis*) el mercurio total se correlaciona positivamente con la longitud total de la especie y para cuatro de estas se correlaciona con la longitud estándar de la especie (*C. mapale, C. jamaicensis, I. parvipinnis, M. incilis*). Para seis especies el mercurio total se correlaciona con el peso de los individuos de las especies (*O. oglinum, A. sp., H. steindachneri, C. jamaicensis, I. parvipinnis, M. incilis*) (tabla 5).

Al igual que lo planteado en diferentes estudios experimentales, sobre la correlación de las variables biológicas en la bioacumulación de mercurio (Jackson 1991; Mueller y Serdar 2002; Sonesten 2003; Dušek *et al.* 2005; Gewurtz *et al*. 2011); en este estudio se encontraron especies de diferentes niveles tróficos (detritívoro, planctívoro, carnívoro de segundo y tercer orden), para las cuales está premisa se cumple. Probando que entre más peso y mayor tamaño, más mercurio total puede ser acumulado por los organismos.

Lo anterior también comprueba que las variables biológicas de cada especie, como hábitos alimentarios, tamaño y las variables ambientales determinan el comportamiento del mercurio en los ecosistemas estuarinos tropicales.

3.5.3 Bioacumulación

Teniendo en cuenta diferentes estudios realizados sobre procesos de acumulación de Hg y otras sustancias potencialmente toxicas en los organismos (Mackay y Fraser 2000), es de esperarse que a medida que se aumenta el nivel trófico, aumente la concentración del contaminante en los organismos. La representación gráfica de la concentración de HgT por categorías tróficas (figura 31), permite observar que este patrón no se da. Organismos de niveles tróficos basales (plancton y peces planctívoros) acumulan concentraciones más altas de HgT, que organismos de niveles tróficos intermedios como omnívoros y carnívoros de primer y segundo orden. Si el análisis se limita a los niveles tróficos a partir del detritívoro, el modelo se cumple para HgT, esto puede ser una prueba de la importancia que tiene el plancton en la transferencia de Hg a través de las redes tróficas estuarinas.

El análisis respecto a MeHg, muestra que si se excluye del análisis a los planctívoros, el modelo se cumpliría, lo cual también soporta lo planteado anteriormente, pero también demuestra que los hábitos alimentarios son más determinantes en la transferencia de MeHg.

Lo anterior demuestra que los niveles tróficos basales son determinantes en la eficiencia de la transferencia de Hg por las redes tróficas estuarinas. Es probable que las redes tróficas, basadas en el plancton, transfieran más Hg (sean más eficientes) que las redes tróficas basadas en el detritus. Esto se soporta por los patrones de acumulación mostrados en estos niveles, es decir, se observó que los organismos planctívoros acumulan más Hg que los niveles tróficos carnívoros de primer y segundo orden y que los omnívoros. Mientras que los organismos detritívoros no acumulan más que ningún nivel trófico superior al de ellos.

Por otro lado, este resultado puede ser explicado por la variabilidad de microhábitat a la cual pueden estar relacionadas las diferentes especies de peces colectadas en el estudio. La capacidad de los peces de moverse por todo el ecosistema puede hacer que el modelo que se ha establecido en otros ecosistemas no se cumpla para la Bahía de Cartagena al ser mayor la disponibilidad de microhabitat para las especies.

El Factor de Bioacumulación (FBA) (tabla 6) muestra, cómo el principal productor primario del ecosistema (fitoplancton) bioacumula activamente HgT y MeHg. El mismo patrón se observa para las especies con hábitos planctívoros. Demostrando que el plancton es un eslabón importante para la transferencia eficiente del HgT y del MeHg en las redes tróficas del ecosistema, en especial las que se basan en la cadena trófica del plancton.

Por otro lado, los resultados muestran que la especie detritívora (*Mugil incilis*) el proceso de Bioacumulación de HgT no ocurre, sin embargo bioacumula activamente el MeHg (tabla 6). Esto indica que el detritus, aunque en menor magnitud que el plancton es un eslabon importante en la trasferencia de mercurio orgánico a las redes troficas de la Bahía de Cartagena.

Para la Bahía de Cartagena, no se presenta un patrón en la bioacumulación ni de HgT ni de MeHg a medida que aumenta el nivel trófico de las especies (figura 35). Esto demuestra que este proceso depende de otras variables (biológicas y abióticas) que juegan un papel determinante en la biodisponibilidad del MeHg. Existe una relación inversa respecto a la concentración de HgT y el FBA del mismo ($r=-0,70$, $p<0,001$); al igual que para MeHg ($r=-0,45$, $p<0,001$) (figuras 32 y 33). Esto significa que organismos con bajas concentraciones de HgT en sus

músculos, presentan procesos activos de bioacumulación del químico. Esto concuerda con estudios en laboratorio, en los que se demuestran estadísticamente relación inversa significativa entre los FBA y las concentraciones de diferentes metales (McGeer *et al*. 2003; DeForest *et al.* 2007).

La relación inversa entre el FBA y la concentración del químico, son el resultado posiblemente de mecanismos que incluyen activación de la regulación de toma del químico, la influencia de diferentes concentraciones a las que es expuesto el organismo, punto de saturación de la cinética de toma a concentraciones altas (DeForest *et al.* 2007).

El modelo de Bioacumulación de MeHg (figura 35) muestra que el proceso se da activamente en todos los niveles tróficos y que es mayor en magnitud a medida que aumenta el nivel trófico. Al comparar las vías de trasferencia de energía (detrítica y planctónica), se observa entre categorías tróficas, diferencias en magnitud, siendo mayor la cadena basada en el plancton a excepción del nivel trófico de los carnívoros de primer orden.

Este resultado demuestra que este proceso no depende solamente del nivel trófico o los hábitos alimentarios y que es menos importante en las redes tróficas de origen detrítico. También se puede evidenciar que las variables biológicas explican parte del comportamiento del MeHg en los organismos (tabla 5) como ha sido comprobado en otros estudios, como el realizado por Campbell *et al.* (2004; 2008) en los lagos del este de África. Igualmente en el estudio realizado por Power *et al.* (2002) en un lago del Ártico, y en un reservorio hidroeléctrico en Tanzania (Ikingura y Akagi 2003).

El modelo de bioacumulación (figura 35), también permite comprobar que el plancton es una fuente importante de transferencia de MeHg en las redes tróficas, este resultado podría explicarse en parte, por el modelo de dilución, que se ha probado, se presenta en ecosistemas con abundancia de fitoplancton (Pickhartdt *et al.* 2002; Campbell *et al*. 2008). Este proceso hace que la biodisponibilidad de MeHg desde el fitoplancton sea mayor; como sucede en el presente estudio donde es mayor la abundancia de fitoplancton que de zooplancton (figuras 19 y 20). De esta manera se explica que *Opistonema oglinum,* especie de hábito planctívoro-omnívoro, ya que consume fitoplancton y zooplancton, bioacumule más metil mercurio que los carnívoros de primer orden.

3.6 CONCLUSIONES

- En la Bahía de Cartagena la riqueza de fitoplancton y zooplancton está determinada por la salinidad de manera indirecta; así, las zonas menos salinas presentan mayor riqueza de fitoplancton y menor riqueza de zooplancton.

- Para la Bahía de Cartagena, el mercurio que es acumulado por el fitoplancton y el zooplancton depende de la variación en la disponibilidad del contaminante. Esta disponibilidad se relaciona con la época climática; lo cual confirma la existencia de entrada de mercurio a la columna de agua del ecosistema cuando incrementan las lluvias. De igual manera se observa que el proceso de metilación del mercurio ocurre en el fitoplancton y el zooplancton, por lo tanto está biodisponible para ingresar a las redes tróficas que se sustentan en estos organismos.

- En la Bahía de Cartagena el plancton (fito y zooplancton) acumula más mercurio total que los demás organismos (peces) colectados. Esto constituye al plancton en un eslabón clave en la trasferencia de este elemento por las redes tróficas. Al analizar el mercurio en el plancton, se prueba que el zooplancton es mas importante en la trasferencia de metil mercurio a través de las redes tróficas que el fitoplancton, por su capacidad de acumular más mercurio en su forma metilada.

- Para las especies de peces colectadas en la Bahía de Cartagena, las variables biológicas determinan el proceso de bioacumulación de mercurio; el cual en el caso del metil mercurio se da activamente para todas las especies estudiadas. Este proceso es más eficiente en los organismos planctívoros y predadores tope de la cadena trófica (carnívoros de segundo y tercer orden).

3.7 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abdelouahab, N., G. Huel, A. Suvorov, B. Foliguet, V. Goua, G. Debotte, J. Sahuquillo, M.A. Charles y L. Takser. 2010. Monoamine oxidase activity in placenta in relation to manganese, cadmium, lead, and mercury at delivery. Neurotox. Terat. 32:256-261.

Adams, D.H., C. Sonne, N. Basu, R. Dietz, D.H. Nam, P.S. Leifsson y A.L. Jensen. 2010. Mercury contamination in spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus*: An assessment of liver, kidney, blood, and nervous system. Scienc. Tot. Environ. 408:5808-5816.

Alonso, D.A., y Pineda, P.A. 1997. Bioacumulación y biomagnificación de mercurio en dos especies icticas de diferente nivel trófico en la bahía de Cartagena y la Cienaga Grande de Santa Marta. Trabajo de Grado. Biología Marina. Universidad Jorge Tadeo Lozano. 78 pp.

Al-Saleh, I., N. Shinwari, A. Mashhour, G.E.D. Mohamed y A. Rabah. 2011. Heavy metals (lead, cadmium and mercury) in maternal, cord blood and placenta of healthy women. Internat. J. Hygien. Environ. Health. 214:79-101.

Álvarez, R., y J. Blanco. 1985. Composición de las comunidades ictiofaunísticas de los complejos lagunares y estuarinos de la bahía de Cartagena, Ciénaga de Tesca y Ciénaga Grande de Santa Marta, Caribe colombiano. 535-556 p. En: Yáñez, A. (Ed.). Fish community ecology in estuaries an coastal lagoons. Towards an ecosystem integration. UNAM-ICML. México D.F. 653 p.

Ambler, J.W., J. Alcala-Herrera, y R. Burke. 1994. Trophic roles of particles feeders and detritus in a mangrove island prop root ecosystem. Hydrobiol. 292/293:437-446.

Arias, I. 1984. Variación anual de fitoplancton en la Bahía de Cartagena. Boletín Científico Centro de Investigaciones Oceanográficas e Hidrográficas. CIOH. 5:61-116.

Barron, M.G. 1990. Bioconcentration. Environ. Scienc. Technol. 24:1612-1618.

Berglund, O., P. Larsson, G. Ewald y L. Okla. 2000. Bioaccumulation and differential partitioning of polychlorinated biphenyls in freshwater planktonic food webs. Canad. J. Fish. Aquat. Scienc. 57:1160-1168.

Bernhard, M. 1976. Manual of methods in aquatic environment research. FAO. Fish. Tech. Pap. 158. 124 p.

Bouillon, S., N. Koedam, A.V. Raman y F. Dehairs. 2002a. Primary producers sustaining macro-invertebrate communities in intertidial mangrove forest. Oecol. 130:441-448.

Bouillon, S., A.V. Raman, P. Dauby y F. Dehairs. 2002b. Carbon and nitrogen stable ratios of subtidial benthic invertebrates in an estuarine mangrove ecosystem (Andhra Pradesh, India). Estuarin. Coast. Shelf Scienc. 54:901-913.

Bowles, K.C., S.C. Apte, W.A. Maher y R. Smith. 2001. Bioaccumulation and biomagnification of mercury in Lake Murray, Papua New Guinea. Canad. J. Fish. Aquat. Scienc. 58:888-897.

Burger, J., y M. Gochfeld. 2006. Mercury in fish available in supermarkets in Illinois: Are there regional differences. Scienc. Tot. Environ. 367:1010-1016.

Campbell, L., P. Verburg, D.G. Dixon y R.E. Hecky. 2008. Mercury biomagnification in the food web of Lake Tanganyika (Tanzania, East Africa). Scienc. Tot. Environ. 402:184-191.

Campbell, L.M., J.S. Balirwa, D.G. Dixon y R.E. Hecky. 2004. Biomagnification of mercury in fish from Thruston Bay, Napoleon Gulf, Lake Victoria (East Africa). Afric. J. Aquat. Scienc. 29:91–96.

Campos, N.H. 1992. Concentraciones de metales traza en *Ariopsis bonillai*. (Pises: Siluriformes) de Santa Marta, Caribe Colombiano. Rev. Biol. Trop. 40:179-183 pp.

Cardoso P.G., A.I. Lillebø, C.B. Lopes, E. Pereira, A.C. Duarte y M.A. Pardal. 2008. Influence of bioturbation by Hediste diversicolor on mercury fluxes from estuarine sediments: A mesocosms laboratory experiment. Marin. Pollut. Bull. 56:325-334.

Chen C., y C. Folt. 2005. High Plankton Densities Reduce Mercury Biomagnification. Environ. Sci. Technol. 39:115-121.

Choi, S.C., y R. Bartha. 1994. Environmental factors affecting mercury methylation in estuarine sediments. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 53:805–812.

Cifuentes, L.A., R.B. Coffin, L. Solórzano, W. Cardenas, J. Espinoza, y R.R. Twiley. 1996. Isotopic and elemental variations of carbon and nitrogen in a mangrove estuary. Estuar. Coast. Shelf Scienc. 43:781-800.

Clark, T., K. Clark, S. Paterson, D. Mackay y R.J. Norstrom. 1990. Wildlife monitoring, modeling and fugacity. Environ. Scienc. Technol. 22:120-127.

Conaway, C.H., S. Squire, R.P. Mason, A.R. Flegal. 2003. Mercury speciation in the San Francisco Bay estuary. Marin. Chem. 80:199-225.

Cordeiro, C.A. 1987. Estudo da salinização no estuário do rio Pará no trecho Belém-Mosqueiro. MSc Thesis. Universidade Federal do Pará. Belém, Pará, Brazil. Belem. 85 p.

Currin, C.A., S.C. Wainright, K.W. Able, M.P. Weinstein y C.M. Fuller. 2003. Determination of food webs support and trophic position of the mummichog, Fundulus heteroxlitus, in New Jersey smooth cordgrass (Spartina alterniflora), common reed (Phragmites australis), and restored salt marshes. Estuar. 26:485-510.

Day, J.W., C.A.S. Hall, W.M. Kemp y A. Yáñez-Arancibia. 1989. Estuar. Ecol. John Wiley and Sons. New York. 558 p.

Deegan, L.A., y R.H. Garritt. 1997. Evidence for spatial variability in estuarine food webs. Marin. Ecol. Progress Series. 147:31-47.

DeForest, D., K.V. Brix y W.J. Adams. 2007. Assessing metal bioaccumulation in aquatic environments: The inverse relationship between bioaccumulation factors, trophic transfer factors and exposure concentration. Aquat. Toxicol. 84:236–246.

Dittel, A.I., C.E. Epifanio, L.A. Cifuentes, y D.L. Kirchman. 1997. Carbon and nitrogen sources for shrimp postlarvae fed natural diets from a tropical mangrove system. Estuar. Coast. Shelf Scienc. 45:629-637.

Duque, G. 1997. Hábitos alimentarios y relaciones tróficas de Anchovia clupeoides (Pises Engraulidea) en la ciénaga Grande de Santa Marta, Caribe Colombiano. Trabajo de grado de Magister en Biología-Biología Marina. Universidad Nacional de Colombia. Bogota. 89 p.

Duque, G. 2004. Influence of the marsh edge on the structure and trophic ecology of the fish and macroinvertebrate community in a Lousinana estuarine ecosystem. Dissertation for the degree of Doctor of Philosophy. Lousiana State University. Luisinana. 126 p.

Dušek, L., Z. Svobodová, D. Janoušková, B. Vykusová, J. Jarkovský, R. Šmíd y P. Pavliš. 2005. Bioaccumulation of mercury in muscle tissue of fishin the Elbe River (CzechRepublic): multispecies monitoring study 1991–1996. Ecotoxicol. Environ. Safety. 61: 256–267.

FAO. 1975. Manual de ciencias pesqueras. Parte 2. Métodos para investigar los recursos y su aplicación. Doc.-Tec. FAO sobre la pesca. Bogota. 115. 211 p.

Fleming, M., G. Lin, y L.Da. Sternberg. 1990. Influence of mangrove detritus in an estuarine ecosystem. Bull. Marin. Scienc. 47:663-669.

France, R. 1998. Estimating the assimilation of mangrove detritus by fiddler crabs in Laguna Joyuda, Puerto Rico, using dual stable isotopes. J. Tropic. Ecol. 14:413-425.

Franco-Rodríguez, A.L., y A.E. García-Forero. 1982. Estudio trofodinámico de algunas especies ícticas de la Ciénaga de Tesca. Trabajo de grado, Biología Marina, Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Bogotá. 46 p.

Fry, B., y T.J. Smith. 2002. Stable isotope studies of red mangroves and filter feeders from the Shark River estuary, Florida. Bull. Marin. Scienc. 70:871-890.

Gagnon, C., y N.S. Fisher. 1997. Bioavailability of sediment-bound methyl and inorganic mercury to a marine bivalve. Environ. Scienc. Technol. 31:993-998.

Gewurtz, S.B., S.P. Bhavsar y R. Fletcher. 2011. Influence of fish size and sex on mercury/PCB concentration: Importance for fish consumption advisories. Environ. Internat. 37:425–43.

Gilmour, C.C., G.S. Riedel, M.C. Ederington, J.T. Bell, J.M. Benoit, G. Gill y M.C. Stordal. 1998. Methylmercury concentrations and production rates across a trophic gradient in the northern Everglades. Biogeochem. 40:327–345.

Gobas, F.A., J. Wilcockson, R. Russell y G. Haffner. 1999. Mechanisms of biomagnification in fish under laboratory and field conditions. Environ. Scienc. Technol. 33:133-141.

Golley, F., H.T. Odum y R.F. Wilson. 1962. The structure and metabolism of a Puerto Rico mangrove forest in May. Ecology. 43:9-19.

Haines, E.B. 1976. Stable carbon isotope ratios in the biota, soils and tidial water of a Georgia Salt Marsh. Estuarin. Coast. Marin. Scienc. 4:609-616.

Hall, B.D., R.A. Bodaly, R.J.P. Fudge, J.W.M. Rudd y D.M. Rosenberg. 1997. Food as the dominant pathway of methylmercury uptake by fish. Water Air Soil Pollut. 100:13–24.

Harrigan, P., J.C. Zieman y S.A. Macko. 1989. The base of nutritional support for the gray snapper (Lutjanus griseus): An evaluation based on a combined stomach content and stable isotope analysis. Bullet. Marin. Scienc. 44:65-77.

Hatcher, B.G., R.E. Johannes y A.I. Robertson. 1989. Review of research relevant to the conservation of shallow tropical marine ecosystems. Oceanog. Marin. Biol. Annual Review. 27:337-414.

Hayase, S., T. Ichikawa y K.Tanaka. 1999. Preliminary report on stable isotope ratio analysis for samples from Matang mangrove brackish water ecosystems. Japan Agricult. Resear. Quart. 33:215-221.

Hemminga, M.A., F.J. Slim, J. Kazungu, G.M. Ganssen, J. Nieuwenhuize y N.M. Kruyt. 1994. Carbon outwelling from a mangrove forest with adjacent seagrass beds and coral reefs (Gazi bay, Kenya). Marin. Ecol. Progress Series. 106:291-301.

Heyes, A., R.P. Mason, E.H. Kim y E. Sunderland. 2006. Mercury methylation in estuaries: Insights from using measuring rates using stable mercury isotopes. Marin. Chem. 102:134-147.

Holligan, P.M., R.P. Harris, R.C. Newell, D.S. Harbour, R.N. Head, E.A.S. Linley, M.I. Lucas, P.R.G. Tranter y C.M. Weekley. 1984. Vertical distribution and partitioning of organic carbon in mixed, frontal and stratified waters of the English Channel. Marin. Ecol. Progress Series. 14:111-127.

Ikingura, J.K., y H. Akagi. 2003. Total mercury and methylmercury levels in fish from hydroelectric reservoirs in Tanzania. Scienc. Tot. Environ. 304:355-368.

Jackson, T.A. 1991. Biological and environmental control of mercury accumulation by fishin lakes and reservoirs of northern Manitoba, Canada. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 48:2449–2470.

Jæger, I., H. Hop y G.W. Gabrielsen. 2009. Biomagnification of mercury in selected species from an Arctic marine food web in Svalbard. Scien. Tot. Environ. 407:4744-4751.

Jochem, F.J. 2003. Photo-and heterotrophicpico- and nanoplanktoninthe Mississippi River plume: distribution and grazing activity. J. Plank. Resear. 25:1201–1214.

Kehrig, H.A., B.M. Howard y O. Malm. 2008. Methylmercury in a predatory fish (Cichla spp.) inhabiting the Brazilian Amazon. Environ. Pollut. 154: 68-76.

Kelly, D., K. Budd y D. Lefebvre. 2006. Mercury analysis of acid- and alkaline-reduced biological samples: Identification of meta-Cinnabar as the major biotransformed compound in Algae. Appl. Environ.l Microbiol. 72: 361-367.

Kidd, K.A., R.H. Hesslein, R.J.P. Fudge y K.A. Hallard. 1995. The influence of trophic level as measured by deltaN15 on mercury concentrations in freshwater organisms. Water Air Soil Pollut. 80:1011-1015.

Kimmerer, W.J. 2002. Effects of freshwater flow on abundance of estuarine organisms: physical effects or trophic linkages. Marin. Ecol. Progress Series 243:39–55.

Lawrence, A.L., y R.P. Mason. 2001. Factors controlling the bioaccumulation of mercury and methylmercury by estuarine amphipod *Leptocherirus plumulosus*. Environ. Pollut. 111:217-231.

Lee, S.Y. 2000. Carbon dynamics of Deep Bay, eastern Pearl River estuary, China II: Trophic relationship based on carbon and nitrogen stable isotopes. Marin. Ecol. Progress Series. 205:1-10.

Li, M.S., y S.Y. Lee. 1998. The particulate organic matter dynamics of Pearl Bay, eastern Pearl River estuary, China I. Implications for waterfowl conservation. Marin. Ecol. Progess Series. 172:73-87.

Mackay D., y A. Fraser. 2000. Bioaccumulation of persistent organic chemicals: mechanisms and models. Environ. Pollut. 110:375–91.

Magos, L. 1971. Selective atomic-absorption determination of inorganic mercury and methylmercury in undigested biological samples. Analyst. 96:847-853.

Mancera, J.E. 2003. The contribution of mangrove outwelling to costal food webs as a function of environmental settings. Dissertation for the degree Doctor of Philosophy. University of Luisiana at Lafayette. Lafayette. 177 pp.

Marcovecchio, J.E., y Moreno, V.J. 1992. Evaluación del contenido de metales pesados en peces de la Bahía Samborombon. Frente Marítimo. 12:139-146.

Marques, S.C., U.M. Azeiteiro, J.C. Marques, J.M. Neto y M.A. Pardal. 2006. Zooplankton and ichthyoplankton communities in a temperate estuary: spatial and temporal patterns. J. Plank. Resear. 28:297–312.

Martin-Doimeadios, R.C.C., E.Tessier, D. Amouroux, R. Guyoneaud, R. Duran, P. Caumette y O.F.X. Donard. 2004. Mercury methylation/demethylation and volatilization pathways in estuarine sediment slurries using species-specific enriched stable isotopes. Mar. Chem. 90:107–123.

Mason, R.P., J.M. Laporte y S. Andres. 2000. Factors controlling the bioaccumulation of mercury, methylmercury, arsenic, selenium, and cadmium by freshwater invertebrates and fish. Archiv. Environ. Contamin. Toxicol. 38:283-297.

Mason, R.P., J.R. Reinfelder, y F.M.M. Morel. 1996. Uptake, toxicity and trophic transfer of mercury in a coastal diatom. Environ. Scienc. Technol. 30:1835-1845.

McGeer, J.C., K.V. Brix, J.M. Skeaff, D.K. DeForest, S.I. Brigham, W.J. Adams y A. Green. 2003. Inverse relationship between bioconcentration factor and exposure

concentration for metals: implications for hazard assessment of metals in the aquatic environment. Environ. Toxicol. Chem. 22:1017–1037.

McIntyre, J.K., y D.A. Beauchamp. 2007. Age and trophic position dominate bioaccumulation of mercury and organochlorines in the food web of Lake Washington. Scienc. Tot. Environ. 372:571-584

Merritt, K.A., A. Amirbahman. 2009. Mercury methylation dynamics in estuarine and coastal marine environments — A critical review. Earth. Scienc. Reviews 96:4–66.

Migdal, C., M. Tailhardat, P. Courtellemont, M. Haftek y M. Serres. 2010. Responsiveness of human monocyte-derived dendritic cells to thimerosal and mercury derivatives. Toxicol. Appl. Pharm. 246:66-73.

Miles, C.J., H.A. Moye, E.J. Phlips y B. Sargent. 2001. Partitioning of monomethylmercury between freshwater algae and water. Environ. Scienc. Technol. 35:4277–82.

Mirlean, N., V.E. Andrus y P. Baisch. 2003. Mercury pollution sources in sediments of Patos Lagoon Estuary, Southern Brazil. Marin. Pollut. Bull. 46:331-334.

Moore, J.W., y S. Ramamoorthy. 1984. Heavy Metals in Natural Waters. Springer-Verlang. New Cork. 268 p.

Mueller, K.W., Serdar, D.M., 2002. Total mercury concentrations among fish and crayfish inhabiting different trophic levels in Lake Whatcom, Washington. J. Freshwater Ecol. 17, 621–633.

Nascimento, S.F., H. Kurzweil, W. Wruss, N. Fenzl. 2006. Cadmium in the Amazonian Guajara´ Estuary: Distribution and remobilization. Environ. Pollut. 140: 29-42.

Newell, R.I.E., N. Marshall, A. Sasekumar, y V.C. Chong. 1995. Relative importance of benthic microalgae, phytoplankton, and mangroves as sources of nutrition for penaeid prawns and other coastal invertebrates from Malaysia. Marin. Biol. 123:595-606.

Odum, E.P. 1983. Ecología. Ed. Interamericana. Tercera edición. México, D.F. 513 p.

Odum, E.P. y A.A. De la Cruz. 1967. Particulate organic detritus in a Georgia salt marsh-estuarine ecosystem. 383-388. En: Lauff, G.H. (ed.) Estuaries. American Association for the Advancement of Science, Publication Nº 83. 757 pp.

Odum, W.E., y Heald, E.J. 1972. Trophic analyses of an estuarine mangrove community. Bullet. Marin. Scienc. 22:671-783.

Pardo-Rodríguez, F., J. Ospina-Arango y R. Álvárez-León. 2003. Hábitos alimenticios de algunas especies ícticas de la bahía de Cartagena y aguas adyacentes, Colombia. Dahlia. Rev. Asoc. Colomb. Ictiol. Colomb. 6: 69-78.

Pastor, D., C. Sanpera, J. González-Solís, X. Ruiz y J. Albaigés. 2004. Factors affecting the organochlorine pollutant load in biota of a rice field ecosystem (Ebro Delta, NE Spain). Chemosphere 55:567–576.

Pickhardt, P.C., C.L. Folt, C.Y. Chen, B. Klaue, y J.D. Blum. 2005. Impacts of zooplankton composition and algal enrichment on the accumulation of mercury in an experimental freshwater food web. Scienc. Tot. Environ. 339:89–101.

PNUMA/FAO/OIEA. 1987. Determinación de metil mercurio en organismos marinos seleccionados, por cromatografía de gases. Métodos de referencia para estudios de contaminación marina No. 13, Mónaco, 12 p.

Primavera, J.H. 1996. Stable carbon and nitrogen isotope ratios of Penaeid juveniles and primary producers in a riverine mangrove in Guimaras, Philippines. Bull. Marin. Scienc. 58:675-683.

Primo, A.L., U.M. Azeiteiro, S.C. Marques, F. Martinho y M.A. Pardal. 2009. Changes in zooplankton diversity and distribution pattern under varying precipitation regimes in a southern temperate estuary. Estuarin. Coast. Shelf Scienc. 82:341–347.

Qiu, D., L. Huang, J. Zhang y S. Lin. 2010. Phytoplankton dynamics in and near the highly eutrophic Pearl River Estuary, South China Sea. Contin. Shelf Resear. 30:177–186.

Rezende, C.E., L.D. Lacerda, A.R.C. Ovalle, C.A.R. Silva y L.A. Martinelli. 1990. Nature of POC transport in a mangrove ecosystem: A carbon stable isotopic study. Estuarin. Coast. Shelf Scienc. 30:641-645.

Ritterhoff, J. y G.P. Zauke. 1997. Trace metals in field samples of zooplankton from the Fram Strait and the Greenland Sea. Scienc. Tot. Environ. 199:255-270.

Rodelli, M.R., J.N. Gearing, P.J. Gearing, N. Marshall y A. Sasekumar. 1984. Stable isotope ratio as a tracer of mangrove carbon Malaysian ecosystems. Oecol. 61:326-333.

Shin, P., y W. Lam. 2001. Development of a marine sediment pollution index. Environ. Pollut. 113:281-291.

Stafford, C.P., y T.A. Haines. 2001. Mercury contamination and growth rate in two piscivore populations. Environ. Toxicol. Chem. 20: 2099–2101.

Stoner, A.W., y R.J. Zimmerman. 1988. Food pathways associated with penaeid shrimps in a mangrove-fringed estuary. Fish. Bull. 86:543-551.

Streets, S.S., S.A. Henderson, A.D. Stoner, D.L. Carlson, M.F. Simcik y D.L. Swackhamer. 2006. Partitioning and bioaccumulation of PBDEs and PCBs in Lake Michigan. Environ Sci Technol. 40:7263–7269.

Sullivan, M.J., y C.A. Moncreiff. 1990. Edaphic algae are an important component of salt marsh food-webs: evidence from multiple stable isotope analyses. Marin. Ecol. Progress Series. 62:149-159.

Turner, R.E. 1977. Intertidial vegetation and commercial yields of Penaeid shrimp. Transact. Americ. Fish. Society. 106:411-416.

Urbano, J. 1992. Estado actual de la Bahía de Cartagena vs contaminación. Boletín Científico. CIOH. 10:3-12.

Uriarte, I., y F. Villate. 2008. Effects of pollution on zooplankton abundance and distribution in two estuaries of the Basque coast (Bay of Biscay). Marine Pollution Bulletin 49:220–228.

Vidal L., y C. Carbonell. 1975. Diatomeas y dinoflagelados de la Bahía de Cartagena. Tesis Biólogo Marino. Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Jorge Tadeo Lozano, Bogotá. 57p.

Wafar, S.A., G. Untawale y M. Wafar. 1997. Litter fall and energy flux in a mangrove ecosystem. Estuarin. Coast. Shelf Scienc. 44:111-124.

Watras, C.J., y N.S. Bloom. 1992. Mercury and methylmercury in individual zooplankton: implications for bioaccumulation. Limnol. Oceanog. 37:1313-1318.

Wu, J.P., Y.T. Guan, Y. Zhang, X.J. Luo, H. Zhi, S.J. Chen y B.X. Mai. 2011. Several current-use, non-PBDE brominated flame retardants are highly bioaccumulative: Evidence from field determined bioaccumulation factors. Environ. Int. 37:210-215.

Yáñez-Arancibia, A., A.L., Lara-Dominguez y J.W. Day. 1993. Interactions between mangrove and seagrass habitats mediated by estuarine nekton assemblages: coupling of primary and secondary production. Hidrobiol. 264:1-12.

Zieman, J.C., S.A. Macko, y A.L. Mills. 1984. Role of seagrasses and mangrove in estuarine food webs: temporal and spatial changes in stable isotope composition and aminoacid content during decomposition. Bullet. Marin. Scienc. 35:380-392.

4. TRANSFERENCIA DE MERCURIO EN LAS REDES TROFICAS DE UN ESTUARIO TROPICAL: Bahía de Cartagena, Caribe Colombiano

4.1 RESUMEN

La transferencia trófica de contaminantes en especial de metil mercurio genera un riesgo para las poblaciones por los posibles efectos a mediano y largo plazo que puede traer la biomacumulación de estas sustancias. En la bahía de Cartagena los organismos (peces y plancton) bioacumulan metil mercurio. El objetivo de este estudio es determinar si se da el proceso de Biomagnifiación de metilmercurio en plancton y peces de la Bahía de Cartagena y comparar este proceso entre las cadenas tróficas detríticas y planctónicas. Se colectaron especímenes de diferentes hábitos alimentarios de la Bahía de Cartagena y mediante el análisis de contenidos estomacales y la determinación númerica se establecio su posición trófica, de igual manera se determinó el factor de biomagnifiación (FBM) de cada individuo, se estableció una cadena trófica real del ecosistema basada en el detritus y otra basada en el plancton. Se encontró que la magnitud del FBM depende directamente del régimen alimentario. Los FBM muestran que en general, el proceso tiene mayor magnitud respecto al MeHg, que al HgT para cada especie, independiente del hábito alimentario o el nivel trófico. Se encontró una relación positiva entre la concetración de MeHg y el porcentaje de MeHg relativo, el cual depende de la concetración de HgT explicado en un 40% por el modelo (p= 0,036). Se encontró que para el ecosiste el poder de biomagnificación es de 5,35. Se demostro que el poder de magnificacion de es mayor en la cadena detrítica (240,94) que en la planctónica (4,40).

4.2 INTRODUCCIÓN

Los ecosistemas estuarinos han sido el objetivo de una gran cantidad de estudios relacionados con los flujos energéticos y las principales fuentes que soportan estos flujos en las redes tróficas del ecosistema. Actualmente, se discute la importancia del fitoplancton como fuente primaria de energía en este tipo de ecosistemas y se compara con el aporte del detritus orgánico.

En Colombia Mancera (2003) en su estudio para el complejo lagunar de la Ciénaga Grande de Santa Marta, soporta dos hipótesis propuestas para explicar la importancia de las zonas inundables costeras como la fuente de energía para las redes tróficas estuarinas. Primero, las lagunas costeras con alta relación zona inundable: agua abierta, tienen consumidores que utilizan el manglar como la mayor fuente de carbono, como se postuló para estuarios dominados por marismas (Nixon 1980). Segundo, la composición isotópica de los consumidores estuarinos cambia desde predominantemente dependiente del manglar a predominantemente dependiente del fitoplancton, de acuerdo como se incrementa la salinidad, lo que soporta el concepto de gradiente dual, en el que la utilización de carbono orgánico alóctono, está inversamente relacionado con la salinidad y la corriente en el estuario (Odum 1984).

Los estudios sobre estructura de las redes tróficas, demuestran que las redes tróficas detríticas son más complejas que las planctónicas, es decir, las redes tróficas detríticas tienen más interacciones o uniones entre los organismos que las conforman, por lo tanto el flujo energético es diferente de acuerdo al origen de la cadena trófica. Teniendo en cuenta las consecuencias del proceso de biomagnificación (Berglund *et al*. 2000); es de esperarse que en un ecosistema estuarino, las redes tróficas detríticas trasfirieran a través de ellas, más eficientemente los contaminantes como el mercurio.

Muchos factores biológicos influyen en la bioacumulación y transferencia trófica de compuestos orgánicos en la biota marina, ningún factor es completamente independiente y están correlacionados en algún grado. Los factores pueden ser contenido de lípidos, reproducción, tamaño del cuerpo, edad, sexo, ciclo de vida, biotransformación, uso del hábitat, migración y ecología alimentaria (Borgå *et al* 2005; Endo *et al.* 2009; Dang y Wang 2010; Staudinger 2011).

En general organismos de la misma posición trófica, tienen concentraciones similares de contaminantes orgánicos a pesar de tener tamaños diferentes si los contaminantes son altamente hidrofóbicos (Borgå *et al* 2005). No es claro si la edad es o no un factor significativo en la concentración y bioacumulación de contaminantes orgánicos.

El uso del hábitat es importante para la bioacumulación de contaminantes orgánicos, en términos de cambio de exposición, tanto por toma directa de partículas del agua, como por la toma dietaria y se ha reconocido en varios modelos de redes tróficas (Liu *et al.* 2008; Cardoso *et al.* 2009; Zolfaghari *et al.* 2009). Es de esperarse que organismos relacionados con el agua superficial tengan menos concentraciones de contaminantes orgánicos que los relacionados con el fondo marino porque el tiempo de retención en el agua es menor (Amaird *et al.* 2007; Žižek *et al.* 2007; Baumann y Fisher 2011).

Los niveles tróficos son un factor importante que influye en los niveles de contaminantes en organismos acuáticos (Lavoie *et al.* 2010). La fuente de materia orgánica y sus hábitos alimentarios son variables de gran importancia también. Los organismos bénticos generalmente, tienden a tener cantidades de mercurio más altas que las de organismos pelágicos (Cossa y Gobiel 2000, Lavoie *et al.* 2010), sin embargo, no es una regla general y algunos estudios muestran resultados contrarios (Kidd *et al.* 2003).

Algunos estudios documentan procesos de bioacumulación de mercurio y metil mercurio. Lawrence y Mason (2001) sugieren que para redes tróficas bénticas, es la materia orgánica un factor importante en la determinación de las propiedades de absorción de los sedimentos para mercurio inorgánico y metil mercurio, así controla en gran medida, la concentración y subsecuente acumulación de mercurio y metil mercurio desde el sedimento y esto es más importante en la bioacumulación y biomagnificación que los procesos químicos que se dan en el agua (Gagnon y Fisher 1997; Lawrence y Mason 2001; Covelli 2011; Duong y Han 2011).

Otros estudios documentan procesos de biomagnificación en mercurio y concluyen que las variables biológicas, ecológicas y ambientales determinan los factores de biomagnificación y bioacumulación en diferentes ecosistemas estuarinos y de manera diferente en cada especie, de acuerdo a su posición trófica (Phillips y Rainbow 1993; Alonso y Pineda 1997; Cardoso *et al.* 2008; Lavoie *et al.* 2010).

El objetivo de este estudio es determinar si en la Bahia de Cartagena se da el proceso de Biomagnificación de mercurio total y metilmercurio a través de las redes tróficas y comparar entre cadenas tróficas basadas energéticamente en el plancton y el detritus. Para responder a la hipótesis: en un ecosistem costero donde los organismos bioacumulan activamente mercurio el proceso de

biomagnificación se incrementa a medida que aumenta el nivel trófico de las especies y la capacidad del proceso es diferente entre cadenas tróficas basadas en diferentes fuentes energéticas (detritus y plancton).

4.3 MATERIALES Y MÉTODOS

4.3.1 Area de estudio

El área de realización del estudio es la Bahía de Cartagena, Caribe Colombiano, su ubicación y características están explicados en el capítulo II (figura 6).

4.3.2 Colecta de muestras

Se realizaron cinco muestreos en los meses de febrero, abril, junio, agosto y octubre de 2006, durante los cuales se colectó en cinco estaciones correspondientes a Frente a la zona Industrial, Centro de la Bahía, Frente al canal del Dique, Tierra Bomba y Boca Chica muestras de plancton (figura 6). Las muestras de peces se colectaron sin tener en cuenta las estaciones, considerando que estos organismos tienen la capacidad de moverse libremente por todo el ecosistema. La obtención de muestras de plancton y peces fue la misma descrita en el capítulo III. Los protocolos y metodologías usados para determinar las concentraciones de mercurio total y metil mercurio son las mismas planteadas en el capítulo III.

4.3.3 Tratamiento de datos

Con la información obtenida de los ítems alimentarios de este estudio (Jiménez 2007), la caracterización trófica propuesta por Álvarez y Blanco (1985) para este ecosistema; se estimo la posición trófica desde los ítems alimentario de acuerdo a los modelos metodología propuesta por los modelos matemáticos propuestos por Sachs (1984); para cada una de las especies que se utilizarán para comparar las redes troficas basadas en el detritus y en el plancton. Para esto primero se cuantifico la cantidad de ítems por el método numérico:

$$\%N = \left[\frac{Ni}{Nt}\right] * 100 \qquad \textbf{Ec. 1}$$

Donde N es la cantidad de ítems. Ni el número de ítems en cada individuo y Nt el numero de ítems total.

Luego se estimo la posición trófica desde los ítems alimentarios:

Ec. 2 $$\log_{10}P = 2 - 1.9 \log_{10}R - 0.16 \log_{10}G$$

Donde P es la contribución en porcentaje de un ítem respecto a la dieta total. R es la contribución relativa. G es el número de ítems alimentarios.

Por último se determinó la posición trófica:

Ec. 3 $$\sum P_i$$

Para poder determinar el proceso de magnificación de mercurio total y metil mercurio en el ecosistema, se calculó el factor de biomagnificación (FBM) para dos cadenas tróficas identificadas en el ecosistema; una detritívora y otra planctívora. Para esto se aplicó el factor de biomagnificación (FBM) definido por Rigét *et al*. (2007) como:

Ec. 4 $$FBM = \frac{[Hg]_{depredador}}{[Hg]_{presa}}$$

El FBM se calcula por las interacciones depredador-presa; el cálculo puede hacerse tomando el valor de mercurio en la presa principal, pero también se puede determinar cuantificando la proporción de la fuente de mercurio que proporciona cada presa (Phillips y Gregg 2001; Phillips y Koch 2002; Phillips y Gregg 2003).

Ec. 5
$$FBM_{ps} = \frac{[Hg]_{depredador}}{\{\sum[(Hg_{presa\,i})(f_{presa\,i})]\}}$$

Donde FBM_{ps} es el factor de biomagnificación cuantificando la proporción de las fuentes de la dieta. $f_{presa\ i}$ es la proporción de cada presa en la dieta del depredador.

Para el análisis de los resultados de biomagnificación de mercurio y metil mercurio en las especies colectadas, se realizaron análisis de correlación simple usando el programa estadístico SAS 9.1 (SAS 2003). Los análisis se realizaron entre los FBM_{ps} de mercurio total y metil mercurio respecto a la concentración de mercurio total, metil mercurio y el metil mercurio relativo en los organismos. El mercurio relativo corresponde a la relación entre el metil mercurio y el mercurio total.

De igual manera se determinaron las correlaciones entre el nivel trófico de los organismos y la concentración de mercurio total, la concentración de metil mercurio, el mercurio relativo y los factores de biomagnificación.

De acuerdo a los modelos planteados por Fisk *et al.* (2001) y Lavoie *et al.* (2010); para poder determinar el poder de Biomagnificación del mercurio total a través de las redes tróficas de un ecosistema acuático, se usa el valor de la pendiente (b) de la ecuación de la regresión simple que incluye todos los organismos estudiados y el logaritmo del factor de biomagnificación. Así el factor de magnificación de la red trófica (Food Web Magnification Factor) se determino con la siguiente ecuación:

Ec. 6
$$FWMF = 10^{b}$$

Se determina de manera gráfica una cadena trófica detrítica y una cadena trófica planctónica del ecosistema, para comparar los procesos de biomagnificación de metil mercurio y las magnitudes de los mismos a través del FWMF.

4.4 RESULTADOS

4.4.1 Factores de biomagnificación

De acuerdo al estudio realizado por Jiménez (2007), sobre los contenidos estomacales de las especies ícticas colectadas durante este estudio, se determinaron los hábitat de las diferentes especies y las proporciones de las presas en la dieta de cada especie y se determinaron los factores de biomagnificación directos (FBM) y los factores de biomagnificación que incluyen la proporción de las fuentes alimentarias (FBM_{ps}).

Los factores de biomagnificación que incluyen la proporción de la fuente alimentaria (FBM_{ps}), muestran que este proceso no se da activamente para todas las especies colectadas (tabla 7). Algunas especies no biomagnifican HgT ni MeHg como *Mugil liza, Lutjanus synagris* y *Scomberomorus brasiliensis*. Algunas especies solo biomagnifican MeHg, como *Mugil incilis* y *Opistonema oglinum.*

De acuerdo a la literatura basándose en estudios tróficos realizados en cada una de las especies colectadas se tomo el nivel trófico reportado para el área de estudio y se asumió para cada una de las especies colectadas en el estudio (tabla 7); posteriormente se determinó su relación con las concentraciones de HgT y MeHg y los factores de biomagnificación que incluye la proporción de la fuente alimentaria.

Los análisis muestran que existe correlaciones positivas entre el nivel trófico y la concentración de MeHg ($r=0,39$; $p=0,036$) (figura 36); y la concentración relativa de MeHg ($r=0,76$; $p<0,0001$) (figura 37); y con el logFBM de HgT ($r= 0,40$; $p=0,0360$) (figura 38).

Tabla 7. Factores de Biomagnificación de mercurio total (HgT) y metil mercurio (MeHg), para los organismos de la Bahía de Cartagena.

ITEM		Hg T		MeHg		Nivel trófico
PREDADOR	PRESA	FBM	FBM_{ps}	FBM	FBM_{ps}	
Zooplancton herbívoro	Fitoplancton	0,94	1,18	0,88	1,09	2,4
Zooplancton carnívoro	Fitoplancton	0,79	1,04	0,75	1,05	2,4
	Zooplancton herbívoro	0,84		0,86		
Mugil incilis	Detritus	0,37	0,49	2,71	1,91	2
	Fitoplancton	0,20		0,55		
Mugil liza	Detritus	0,12	0,16	0,56	0,59	2
	Fitoplancton	0,06		0,13		
Opisthonema oglinum	Fitoplancton	0,64	0,83	2,21	2,89	2,3
	Zooplancton herbívoro	0,68		2,52		
	Zooplancton carnívoro	0,82		2,94		
Micropogonias furnieri	Detritus	0,31	1,47	1,83	1,15	3,2
	Zooplancton carnívoro	0,19		0,50		
	Ariopsis sp.	0,59		0,46		
Umbrina coroides	Detritus	0,86	4,59	6,94	5,63	3
	Penaeus schmitti	7,75		12,50		
	Mugil incilis	2,30		2,82		
Bagre marinus	Detritus	0,83	2,77	6,11	20,37	3,5
	Penaeus schmitti	7,50		11,00		
	Mugil incilis	2,22		2,48		
Ariopsis sp.	Detritus	0,47	1,12	3,61	1,47	3,4
	Penaeus schmitti	4,25		6,50		
	Cathorops mapale	0,40		0,38		
	Mugil incilis	1,26		1,46		
Cathorops mapale	Detritus	1,16	1,27	9,54	4,29	4,4
	Penaeus schmitti	10,50		17,17		
	Mugil incilis	3,11		3,87		
Diapterus rhombeus	Fitoplancton	0,33	1,60	1,03	4,56	2,9
	Zooplancton herbívoro	0,35		1,17		
	Zooplancton carnívoro	0,41		1,37		
	Penaeus schmitti	5,38		8,20		
Elops saurus	Fitoplancton	0,43	6,19	1,30	6,85	3,5
	Zooplancton herbívoro	0,45		1,49		
	Zooplancton carnívoro	0,54		1,74		
	Penaeus schmitti	7,04		10,42		
	Diapterus rhombeus	1,31		1,27		
	Micropogonias furnieri	2,82		3,47		

Tabla 7. Continuación.

ITEM		Hg T		MeHg		Nivel trofico
PREDADOR	PRESA	FBM	FBM_{ps}	FBM	FBM_{ps}	
Haemulon bonariense	Fitoplancton	0,30	1,12	0,95	2,12	3,5
	Penaeus schmitti	5,00		7,60		
	Zooplancton herbívoro	0,32		1,09		
	Zooplancton carnívoro	0,38		1,27		
	Elops saurus	0,71		0,73		
Haemulon steindachneri	Fitoplancton	1,62	5,98	6,25	13,95	3,4
	Zooplancton herbívoro	1,72		7,14		
	Zooplancton carnívoro	2,05		8,33		
	Penaeus schmitti	26,67		50,00		
	Elops saurus	3,79		4,80		
Lutjanus synagris	*Penaeus schmitti*	4,88	0,79	7,00	0,65	3,5
	Micropogonias furnieri	1,95		2,33		
	Umbrina coroides	0,63		0,56		
	Oligoplites palometa	0,08		0,07		
Centropomus ensiferus	*Micropogonias furnieri*	2,44	4,52	3,20	6,00	4
	Penaeus schmitti	6,10		9,60		
Bairdiella ronchus	*Cathorops mapale*	0,70	1,45	0,67	1,41	3,7
	Ariopsis sp.	1,73		1,77		
	Mugil incilis	2,17		2,59		
Caranx crysos	*Micropogonias furnieri*	11,60	25,78	17,33	38,52	3,5
	Haemulon steindachneri	1,09		1,04		
	Umbrina coroides	3,74		4,16		
Caranx hippos	Zooplancton herbívoro	0,22	2,78	0,67	2,85	3,5
	Zooplancton carnívoro	0,26		0,78		
	Mugil incilis	0,99		1,05		
	Mugil liza	3,33		4,67		
	Ariopsis sp.	0,78		0,72		
Corvula sanctaeluciae	*Caranx crysos*	0,41	6,34	0,35	6,02	3,6
	Caranx hippos	3,60		3,86		
	Haemulon steindachneri	0,45		0,36		
	Haemulon bonariense	2,40		2,37		
	Opisthonema oglinum	1,13		1,02		
Cynoponticus savanna	*Diapterus rhombeus*	2,05	4,09	2,44	4,88	3,6

Tabla 7. Continuación

ITEM		Hg T		MeHg		Nivel trofico
PREDADOR	PRESA	FBM	FBM_{ps}	FBM	FBM_{ps}	
Cynoscion jamaicensis	*Diapterus rhombeus*	1,38	1,52	1,54	1,54	4,2
	Caranx crysos	0,34		0,31		
Isopisthus parvipinnis	*Cathorops mapale*	1,07	2,36	1,11	2,50	3,6
	Diapterus rhombeus	2,09		2,32		
Oligoplites palometa	*Isopisthus parvipinnis*	5,33	7,15	5,61	7,59	4,2
	Cynoscion jamaicensis	6,17		6,62		
Scomberomorus brasiliensis	*Diapterus rhombeus*	0,86	0,97	0,85	0,92	3,3
	Cathorops mapale	0,44		0,41		
Stellifer griseus	*Cathorops mapale*	0,71	1,43	0,68	1,36	3,4
	Mugil incilis	2,22		2,63		
Trichiurus lepturus	*Diapterus rhombeus*	1,17	1,32	1,23	1,33	4,5
	Cathorops mapale	0,60		0,59		

* FBM: factor de biomagnificación directo desde cada presa. FBM_{ps}: factor de biomagnificación de acuerdo a la proporción de la fuente alimentaria.

Figura 35. Relación entre el contenido de metil mercurio (MeHg) y los niveles tróficos de los organismos del ecosistema.

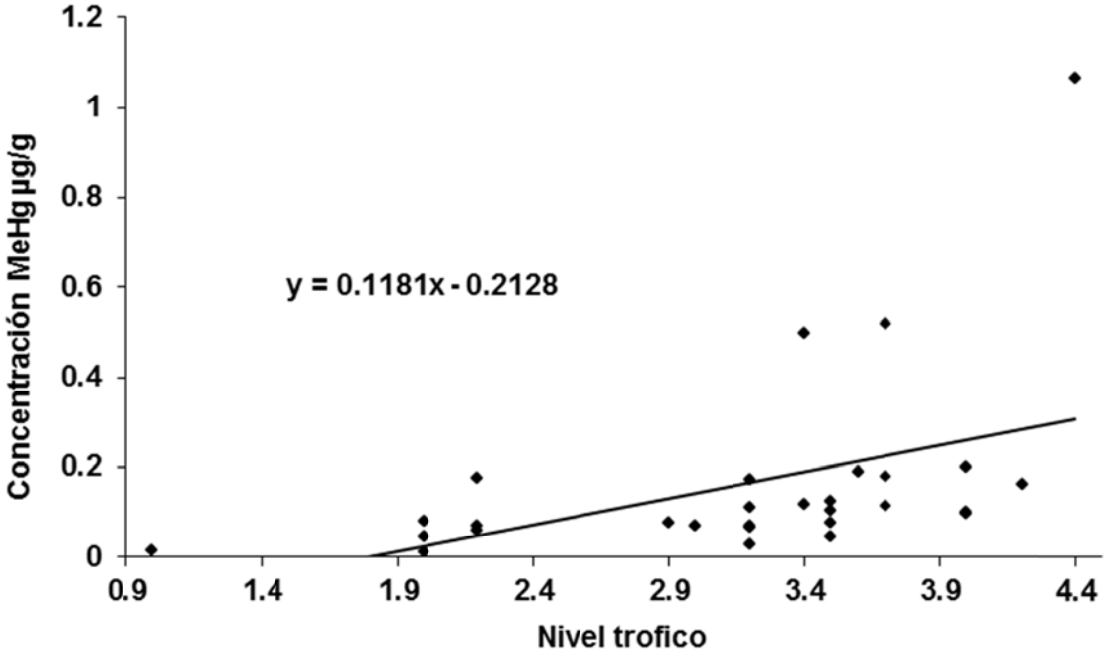


Figura 36. Relación entre el contenido relativo de metil mercurio (MeHg) y los niveles tróficos de los organismos del ecosistema.

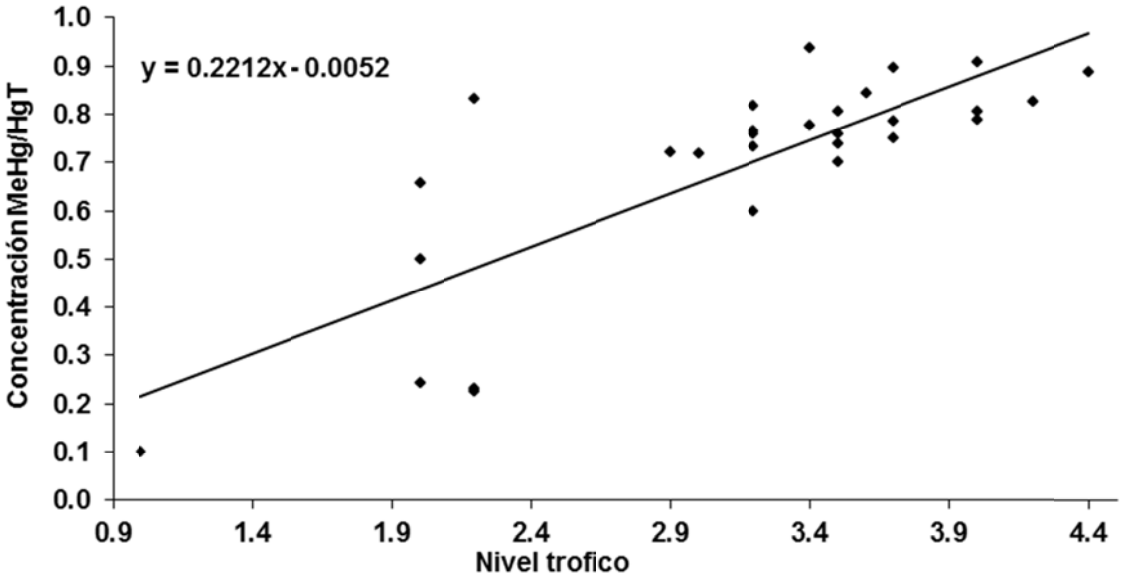
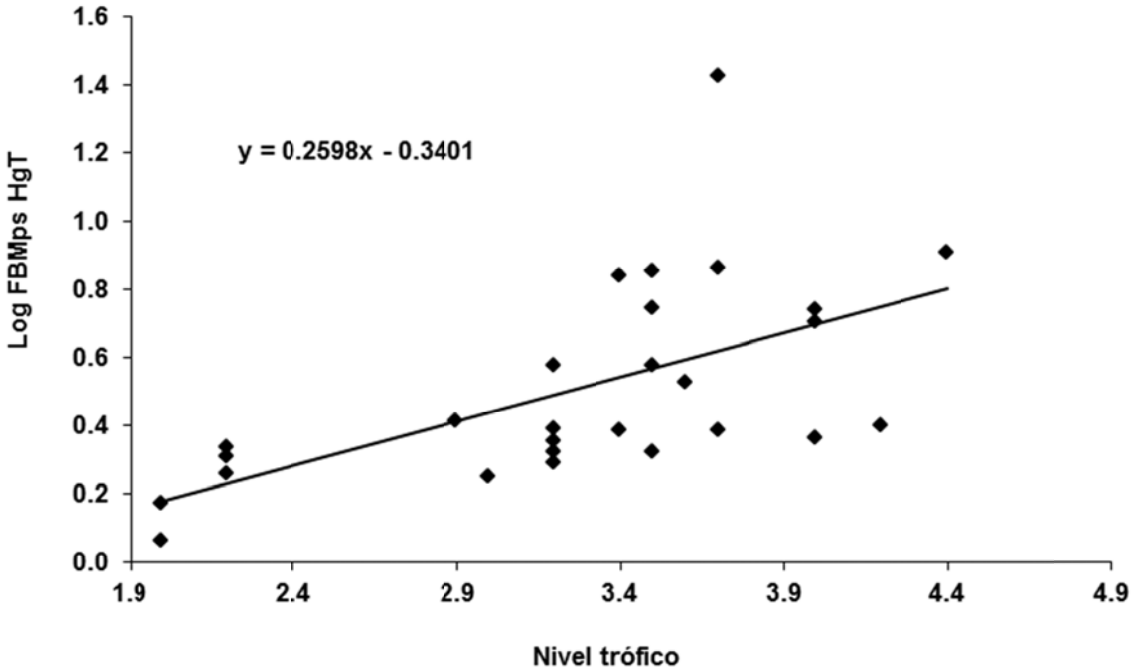


Figura 37. Relación entre el factor de biomagnificación (FBM) de mercurio total (HgT) y los niveles tróficos de los organismos del ecosistema.



Con los factores de Biomagnificación que integran la proporción de la fuente alimentaria de cada especie, se determinaron posibles relaciones con las concentraciones de mercurio determinadas anteriormente (capítulo III). Se determinó que existen correlaciones positivas entre el logaritmo del FBM de Hg total y la concentración de HgT (r=0,60; p=0,0010) y también con la concentración de MeHg (r=0,64; p=0,0003) y con el MeHg relativo (r=0,45; p=0,0190) (figuras 39, 40 y 41).

Se determinaron correlaciones positivas entre el logaritmo del FBM_{ps} de MeHg y la concentración de HgT (r=0,51; p=0,007) y la concentración de MeHg (r=0,56; p=0,0023) y el MeHg relativo (r= 0,46; p=0,0171) (figuras 42, 43, 44). Se determinó una correlación positiva entre el FBM de HgT y el FBM de MeHg (r=0,99; p<0,0001).

Con la ecuación de regresión, entre el LogFBM de HgT y la concentración de HgT en todos los organismos colectados (figura 40), se determinó el poder de biomagnificación de toda la red trófica (FWMF) en 5,35.

Figura 38. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de mercurio total (HgT) y la concentración de mercurio total.

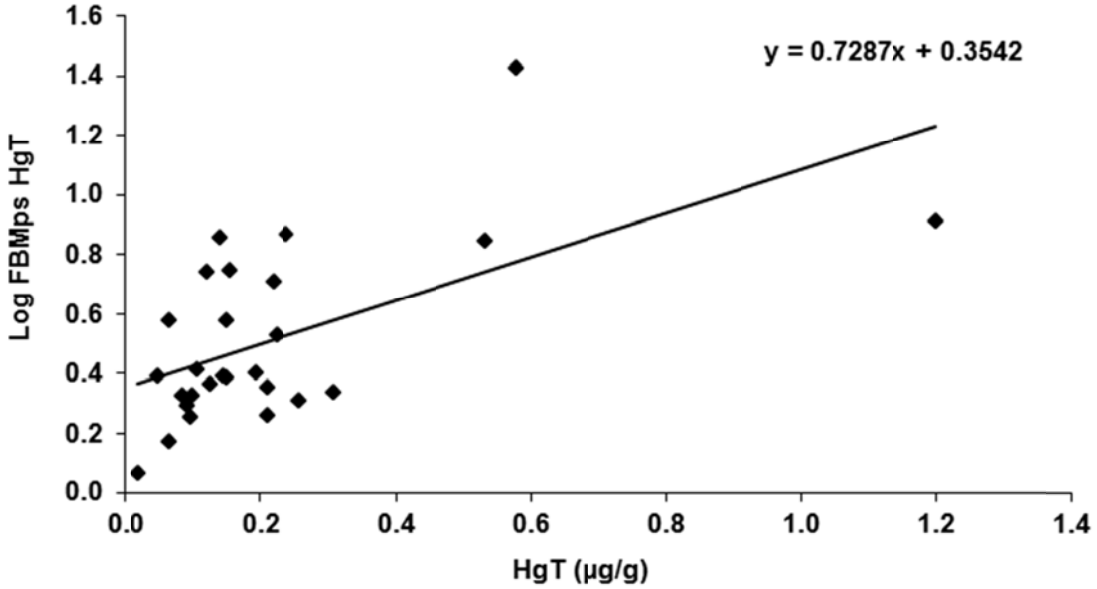


Figura 39. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de mercurio total (HgT) y la concentración de metil mercurio (MeHg).

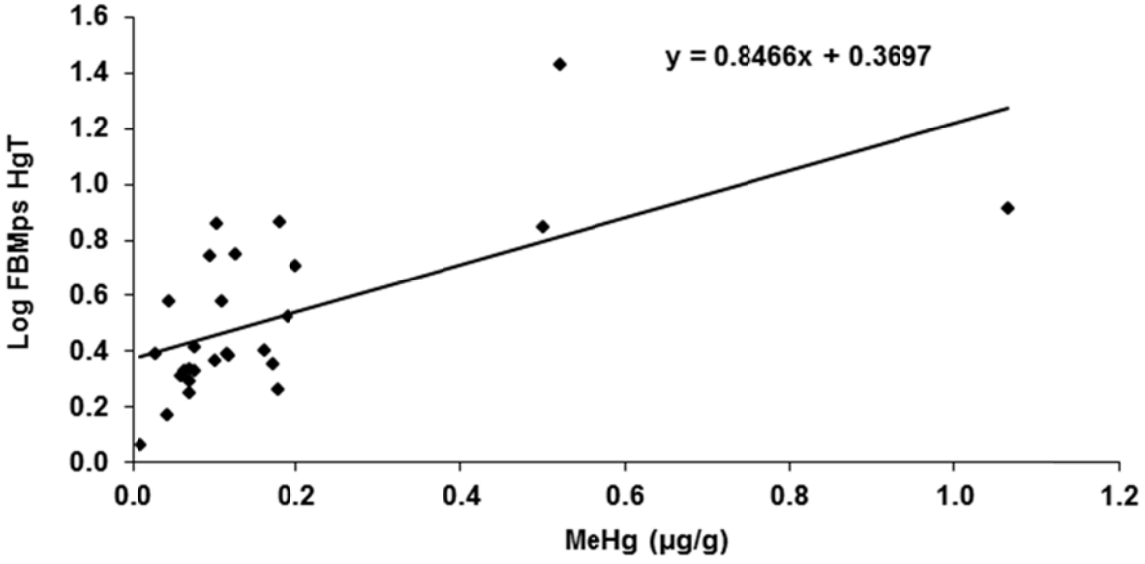


Figura 40. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de mercurio total (HgT) y el contenido relativo de metil mercurio (MeHg).

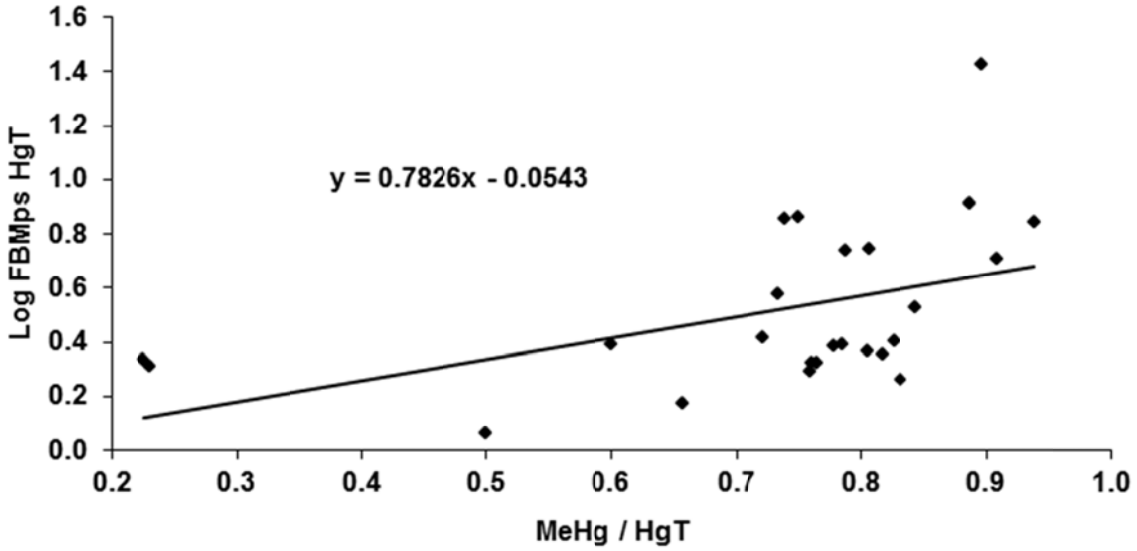


Figura 41. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de metil mercurio (MeHg) y la concentración de mercurio total (HgT).

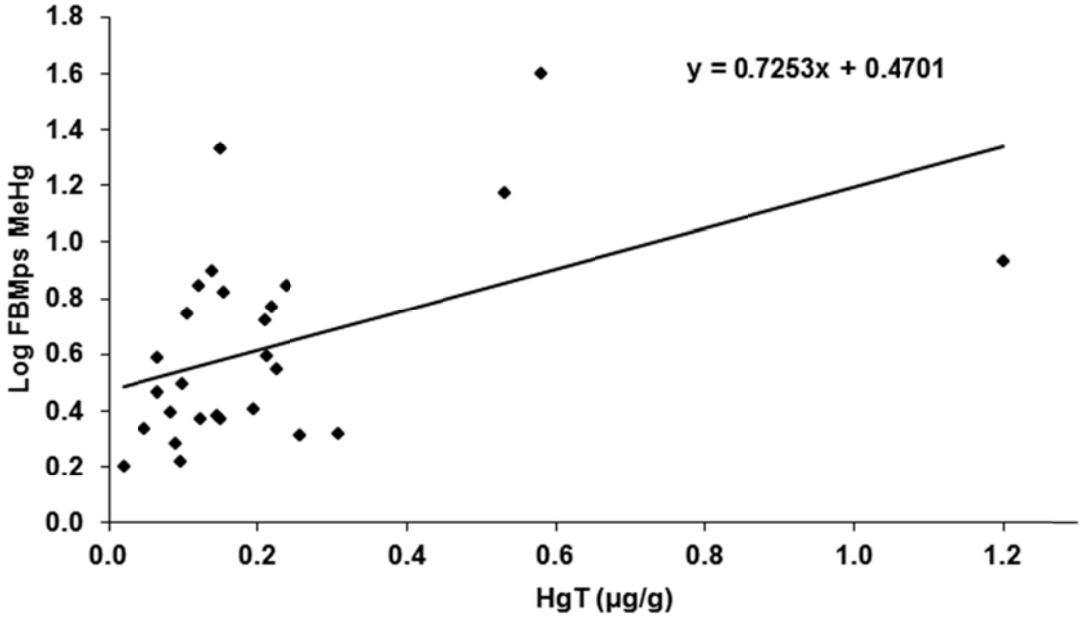


Figura 42. Relación entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de metil mercurio (MeHg) y la concentración de metil mercurio (MeHg).

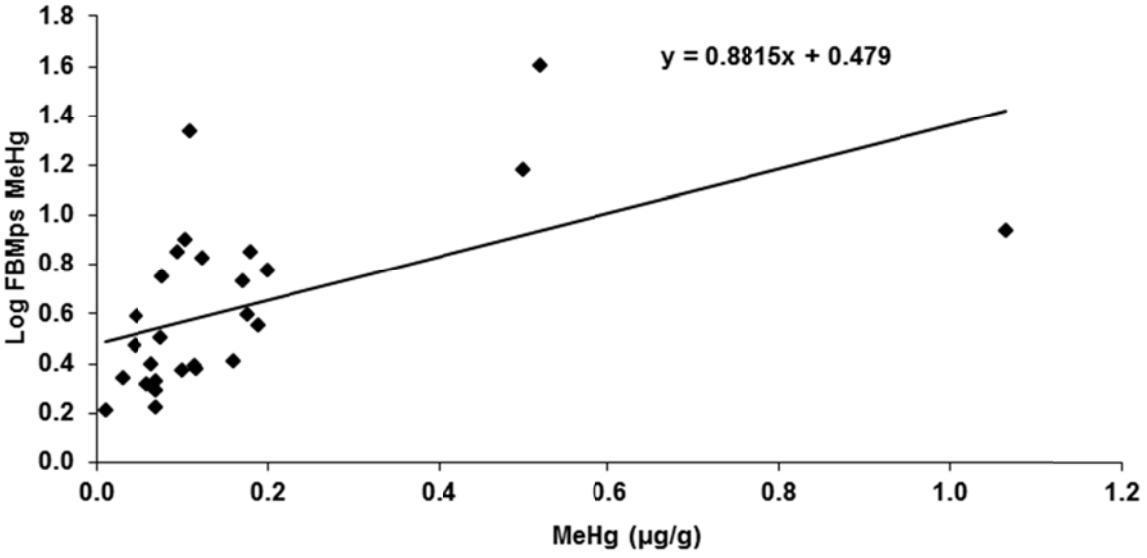
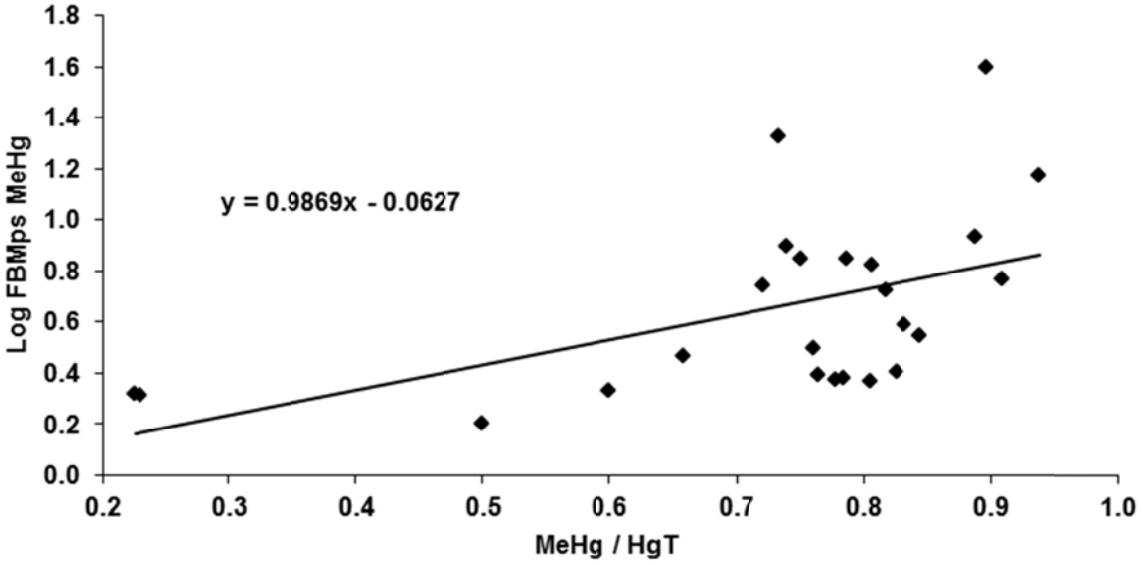


Figura 43. Relaciones entre el logaritmo del factor de biomagnificación (FBM) de metil mercurio (MeHg) y el contenido relativo de metil mercurio.



4.4.2 Estructura de las redes tróficas

Los niveles tróficos de los organismos colectados en la bahía de Cartagena, varían desde 1 hasta 4,6 (tabla 7) y su energía primaria proviene principalmente del detritus o el plancton; con los resultados de los análisis de contenido estomacal y la revisión de literatura se definió dos cadenas tróficas reales del ecosistema separándolas de acuerdo a su fuente energética primaria.

El nivel trófico basal que hace parte de la cadena trófica detrítica es el camarón (*Litopenaeus schmitti*) y el factor de biomagnificación (FBM) para esta cadena se calcula desde este nivel trófico. Se encontró que para la cadena trófica detrítica el proceso de biomagnificación en general, se da activamente en las especies icticas a excepción de la especie *Mugil liza* (tabla 8). La especie que presenta las mayores magnitudes de magnificación es *Cathorops mapale* con biomagnificaciones hasta 10 veces mayores que las demás especies, tanto para HgT como para MeHg.

Con el valor del FBM_{ps} de cada una de las especies de la cadena trófica detrítica, se realizó un análisis de regresión y se determinó el factor de magnificación de esta cadena trófica. El análisis mostró que existe una relación positiva entre el logaritmo del FBM_{ps} de HgT y la concentración de HgT (r=0,58; p=0,0497). A partir de la ecuación y= 2,3819x + 0,0823 se determinó el FWMF en 240,94

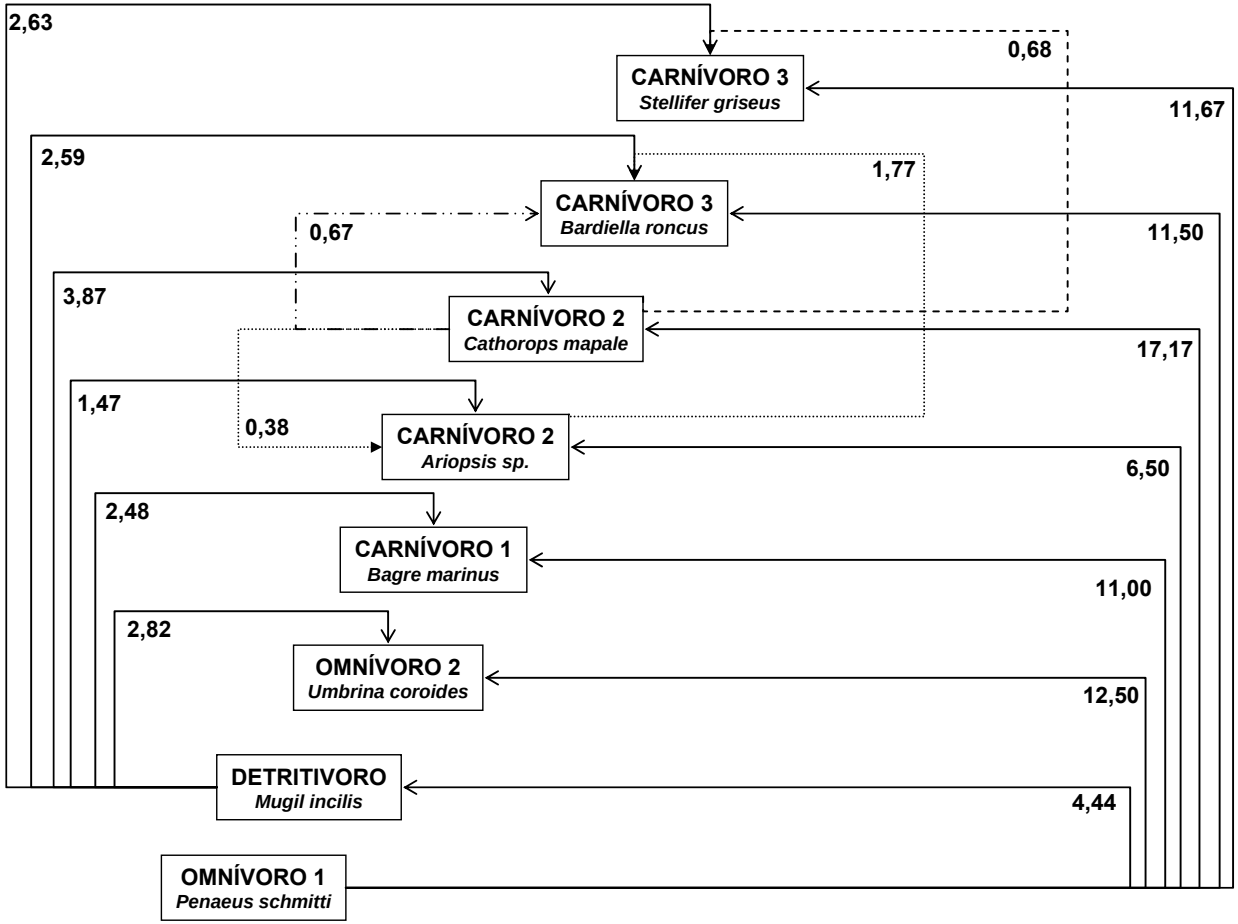
La representación de la cadena trófica detrítica muestra las diferentes relaciones tróficas de los organismos y los factores de biomagnificación de metil mercurio, desde todas las fuentes alimentarias dentro de la cadena (figura 42). Se observa que todas las especies biomagnifican desde los niveles tróficos basales, es decir, omnívoro de primer orden y detritívoro. En cuanto a las relaciones tróficas en general, las especies biomagnifican desde sus diferentes presas; la única especie que no favorece el proceso de biomagnificación en sus predadores es *Cathorops mapale*; una especie de hábitos carnívoros, la cual presenta el valor más alto de biomagnificación desde su presa *Mugil incilis*.

Tabla 8. Especies que hacen parte de la cadena trófica basada en el detritus.

ESPECIES	FBM Hg T	FBM MeHg
Mugil incilis	3,38	4,44
Mugil liza	1,00	1,00
Umbrina coroides	7,75	12,50
Bagre marinus	7,50	11,00
Ariopsis sp.	4,25	6,50
Cathorops mapale	10,50	17,17
Bairdiella ronchus	7,33	11,50
Stellifer griseus	7,50	11,67

Los FBM desde el fitoplancton de los organismos pertenecientes a la cadena trófica planctónica, muestran una fuerte relación entre el proceso de biomagnificación de HgT con el nivel trófico, donde solo las especies tope de la cadena magnifican activamente el HgT, es decir los carnívoros de tercer orden. En cuanto al proceso de biomagnificación de MeHg, éste se da únicamente para las especies ícticas y aumentando en magnitud hacia los niveles tope de la cadena trófica (tabla 9). El zooplancton no biomagnifica el HgT ni el MeHg. Las especies ícticas de niveles tróficos inferiores no magnifican el HgT pero si el MeHg.

Figura 44. Factores de Biomagnificación (FBM) de la cadena trófica detrítica de la Bahía de Cartagena.



*Los valores bajo las líneas indican la magnitud del factor de biomagnificación desde las diferentes fuentes alimentarias. La flecha indica que organismo consumió a cual. Las líneas discontinuas se usan para mostrar diferentes relaciones de un mismo predador.

Con el valor del FBM_{ps} de cada una de las especies de la cadena trófica plantónica, se realizó un análisis de regresión y se determinó el factor de magnificación de esta cadena trófica. El análisis mostró que existe una relación positiva entre el logaritmo del FBM_{ps} de HgT y la concentración de HgT ($r=0,75$; $p=0,0122$). A partir de la ecuación $y= 0,6436x + 0,3818$ se determinó el FWMF en 4,40.

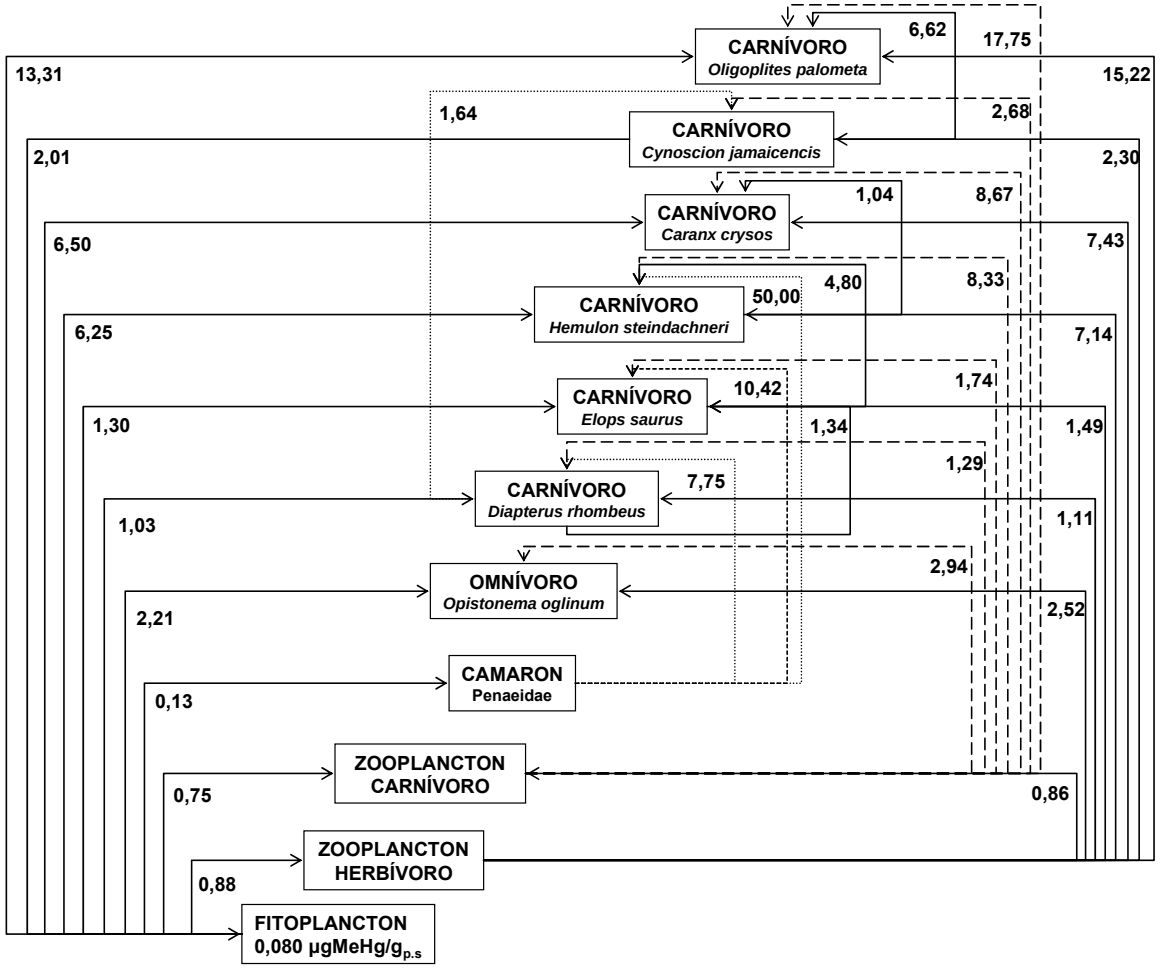
La representación de la cadena trófica plantónica muestra las relaciones tróficas de los organismos y los factores de biomagnificación de MeHg desde todas las fuentes alimentarias dentro de la cadena (figura 43). Todas las especies ícticas magnifican MeHg desde los diferentes eslabones del plancton (fitoplancton, zooplancton herbívoro y zooplancton carnívoro) y la magnitud del proceso aumenta con el aumento del nivel trófico.

Las relaciones tróficas permiten comprobar que el proceso de magnificación no se da en ninguno de los eslabones del zooplancton (herbívoro y carnívoro). El camarón que no biomagnifica MeHg desde el fitoplancton ni desde el detritus (figura 42), es una presa que contribuye activamente en las redes tróficas, al proceso de magnificación de MeHg por sus predadores los cuales presentan las mayores magnitudes de biomagnificación desde este ítem alimentario. En general se observa que el proceso de biomagnificación de MeHg se da activamente para las especies ícticas desde todas sus posibles fuentes alimentarias (figura 43).

Tabla 9. Especies que hacen parte de la cadena trófica basada en el plancton.

ESPECIES	FBM Hg T	FBM MeHg
Zooplancton herbívoro	0,94	0,88
Zooplancton carnívoro	0,79	0,75
Opisthonema oglinum	0,64	2,21
Diapterus rhombeus	0,33	1,03
Elops saurus	0,43	1,30
Haemulon steindachneri	1,62	6,25
Caranx crysos	1,76	6,50
Oligoplites palometa	3,64	13,31

Figura 45. Factores de Biomagnificación (FBM) de la cadena trófica planctónica de la Bahía de Cartagena.



*Los valores bajo las líneas indican la magnitud del factor de biomagnificación desde las diferentes fuentes alimentarias. La flecha indica que organismo consumió a cual. Las líneas discontinuas se usan para mostrar diferentes relaciones de un mismo predador.

4.5 DISCUSIÓN

4.5.1 Factores de biomagnificación

Las magnitudes de los factores de biomagnificación simples, demuestran que el proceso depende directamente del regimen alimentario (determinado en este estudio mediante los ítems alimentarios encontrados en sus estómagos), que consume cada especie y de la capacidad que éste tiene de acumular HgT o MeHg, comparado con el consumidor, así las especies de peces estudiadas pueden presentar FBM con magnitudes diferentes hasta de 10 veces y por lo tanto, puede biomagnificar activamente desde un ítem alimentario y desde otro no (tabla 7).

Lo anterior demuestra que el proceso de biomagnificación es complejo y predecirlo se dificulta por el efecto del metabolismo propio de cada especie biológica y la fugacidad del contaminante (Mackay y Fraser 2000; DeForest *et al.* 2007). Así por ejemplo, en este estudio *Micropogonias furnieri* no biomagnifica desde cada ítem, pero el factor de biomagnificación que tiene en cuenta la proporción de cada fuente alimentaria (FBM_{ps}), demuestra que el proceso si ocurre en esta especie y que depende de la proporción con la cual sea consumido un ítem alimentario en particular que a su vez depende de las ofertas del hábitat en el cual se encuentran los organismos y de sus condiciones ambientales.

Estos resultados son similares a los encontrados por Lavoie *et al.* (2010) quienes relacionan la posición trófica con el mercurio en invertebrados, peces y aves del Golfo de St. Lawrence en Canadá y demuestran que los hábitats donde se alimentan las especies y el nivel trófico, son significativos en la determinación de los procesos de magnificación de HgT y MeHg.

Los factores de biomagnificación que tienen en cuenta la proporción de la fuente alimentaria (FBM_{ps}), permiten obtener una aproximación de cómo se comporta el HgT y el MeHg a través de las cadenas tróficas del ecosistema, principalmente en trabajos de campo (Lavoie *et al.* 2010). Por esta razón, todos los análisis de datos de este estudio se basan en los FBM_{ps}.

Los FBM_{ps} muestran que en general, el proceso tiene mayor magnitud respecto al MeHg, que al HgT para cada especie, independiente del hábito alimentario o el nivel trófico. Esto se explica en parte por la mayor afinidad del MeHg para traspasar las membranas celulares, unirse a grupos tiol y compartimentalizarse

(Wolfe *et al.* 1998; Mackay y Fraser 2000; Chojnacka 2010; Lavoie *et al.* 2010). Tambien por las diferencias en el K_{ow} que es mayor para MeHg lo cual permite que este compuesto sea retenido con mayor facilidad y por mas tiempo por los organismos (Morel *et al.* 1988).

Las correlaciones positivas entre las concentraciones de MeHg y de MeHg relativo con el nivel trófico, demuestra la importancia de la fuente alimentaria en el proceso de acumulación de MeHg, dependiente de la concentración de HgT; lo cual es explicado por el modelo de este estudio en un 39%. Estos resultados coinciden con lo encontrado por Fu *et al.* (2010) en un lago contaminado por aguas servidas en China y lo reportado por Žižek *et al*. (2007) en un rio contaminado por actividad minera en Slovenia. Así se demuestra que el MeHg en especial, se acumula y magnifica activamente a través de los niveles tróficos en los ecosistemas acuáticos.

Las relaciones determinadas entre el factor de biomagnificación y las concentraciones del contaminante en los organismos, demuestran que este proceso depende también de la capacidad de acumular mercurio por parte de cada organismo. Para este estudio las concentraciones del contaminante explican en un 40% el proceso de magnificación en el ecosistema. Esto es similar a lo demostrado por otros autores respecto a este proceso en redes tróficas acuáticas (Mackay y Fraser 2000; Lavoie *et al.* 2010).

Por otro lado, con este estudio se demuestra, cómo en los ecosistemas estuarinos tropicales, las condiciones fisicoquímicas permiten que concentraciones bajas de HgT (menores al máximo permitido en aguas y sedimentos) estén disponibles para ingresar a los organismos de la columna de agua (capítulo II) y cómo son capaces de acumularse en todos los organismos del ecosistema y por tanto ocurre el proceso de magnificación de mercurio, el cual siempre (en todos los compartimentos bióticos y abióticos) está correlacionado fuertemente con el MeHg (capítulo II y III).

Así, a partir de bajas concentraciones de HgT en los sedimentos (0,18 µg/g), se va a dar con certeza la magnificación del mismo en las redes tróficas del ecosistema, con un poder de biomagnificación de 5,35. De igual manera se comprueba la fuerte relación entre el FBM de HgT con el FBM del MeHg, lo cual evidencia la importancia a nivel toxicológico de este proceso.

4.5.2 Estructura de las cadenas tróficas

La estructura de las cadenas tróficas determinadas con los organismos colectados en este estudio, permite demostrar que la magnitud del proceso de magnificación varía de acuerdo a la fuente energética primaria de los individuos. Se pudo demostrar, cómo el proceso es mayor en la cadena detrítica (FWMF de 240,94) que en la cadena trófica planctónica (FWMF de 4,40).

El proceso de magnificación siempre se da en los organismos de la cadena trófica detrítica y su capacidad de magnificar es 55 veces mayor que la capacidad de magnificar de las especies de la cadena trófica planctónica, para la cual el proceso se da únicamente en las especies de niveles tróficos superiores (carnívoros de segundo y tercer orden).

4.6 CONCLUSIONES

- Se comprobó con este ecosistema (Bahía de Cartagena) que el mercurio y el metil mercurio se acumulan y magnifican activamente a través de los niveles tróficos.

- Para la Bahía de Cartagena el flujo de mercurio a través de las redes tróficas detríticas, es más eficiente (con un poder de magnificación de 240,94) que a través de las redes tróficas planctónicas (con un poder de magnificación de 4,40) donde es más importante el nivel trófico.

- Todos los organismos de la Bahía de Cartagena pueden potencialmente, biomagnificar metil mercurio, incluso sin biomagnificar el mercurio total. Se comprobo que el proceso de magnificación en las redes tróficas de la bahía de Cartagena está directamente relacionada con la concentración de mercurio y el nivel trófico de los organismos y que el poder de magnificación de sus redes tróficas para mercurio es de 5,35.

4.7 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alonso, D.A., y Pineda, P.A. 1997. Bioacumulación y biomagnificación de mercurio en dos especies icticas de diferente nivel trófico en la bahía de Cartagena y la Cienaga Grande de Santa Marta. Trabajo de Grado. Biología Marina. Universidad Jorge Tadeo Lozano. Santa Marta. 78 p.

Álvarez, R. y J. Blanco. 1985. Composición de las comunidades ictiofaunísticas de los complejos lagunares y estuarinos de la bahía de Cartagena, Ciénaga de Tesca y Ciénaga Grande de Santa Marta, Caribe colombiano. 535-556. En: Yáñez, A. (Ed.). Fish community ecology in estuaries an coastal lagoons. Towards an ecosystem integration. UNAM-ICML. México. 653 p.

Amiard, J.C., A. Geffard, C. Amiard-Triquet y C. Crouzet. 2007. Relationship between the lability of sediment-bound metals (Cd, Cu, Zn) and their bioaccumulation in benthic invertebrates. Estuarin. Coast. Shelf Scienc. 72:511-521.

Baumann, Z. y N.S. Fisher. 2011. Modeling metal bioaccumulation in a deposit-feeding polychaete from labile sediment fractions and from pore water. Scienc. Tot. Environ. 409:2607-2615.

Berglund, O., P. Larsson, G. Ewald, y L. Okla. 2000. Bioaccumulation and differential partitioning of polychlorinated biphenyls in freshwater planktonic food webs. Canad. J. Fish. Aquat. Scienc. 57:1160-1168.

Borgå, K., H. Wolkers, J.U. Skaare, H. Hop, D.C. Muir y G.W. Gabrielsen. 2005. Bioaccumulation of PCBs in Arctic seabirds: influence of dietary exposure and congener biotransformation. Environ. Pollut. 134:397-409.

Cardoso, P.G. A.I. Lillebø, C.B. Lopes, E. Pereira, A.C. Duarte y M.A. Pardal. 2008. Influence of bioturbation by Hediste diversicolor on mercury fluxes from estuarine sediments: A mesocosms laboratory experiment. Marin. Pollut. Bull. 56:325-334.

Cardoso, P.G., A.I. Lillebø, E. Pereira, A.C. Duarte y M.A. Pardal. 2009. Different mercury bioaccumulation kinetics by two macrobenthic species: The bivalve Scrobicularia plana and the polychaete Hediste diversicolor. Marin. Environ. Resear. 68:12-18.

Chojnacka, K. 2010. Biosorption and bioaccumulation – the prospects for practical applications. Environ. Int. 36:299-307.

Cifuentes, L.A., R.B. Coffin, L. Solórzano, W. Cardenas, J. Espinoza, y R.R. Twiley. 1996. Isotopic and elemental variations of carbon and nitrogen in a mangrove estuary. Estuarin. Coast. Shelf Scienc. 43:781-800.

Conaway, C.H., S. Squire, R.P. Mason y A.R. Flegal. 2003. Mercury speciation in the San Francisco Bay estuary. Marin. Chemis. 80:199-225.

Covelli, S., A. Emili, A. Acquavita, N. Koron y J. Faganeli. 2011. Benthic biogeochemical cycling of mercury in two contaminated northern Adriatic coastal lagoons. Continen. Shelf Resear. 31:1777-1789.

Dang, F., y W.X. Wang. 2010. Subcellular controls of mercury trophic transfer to a marine fish. Aquat. Toxicol. 99:500-506.

DeForest D.K., K.V. Brix y W.J. Adams. 2007. Assessing metal bioaccumulation in aquatic environments: The inverse relationship between bioaccumulation factors, trophic transfer factors and exposure concentration. Aquat. Toxicol. 84:236–246.

Duong, H.V., y S. Han. 2011. Benthic transfer and speciation of mercury in wetland sediments downstream from a sewage outfall. Ecolog. Engin. 37: 989-993.

Endo, T., Y. Hisamichi, O. Kimura, Y. Kotaki, Y. Kato, C. Ohta, N. Koga y K. Haraguchi. 2009. Contamination levels of mercury in the muscle of female and male spiny dogfishes (Squalus acanthias) caught off the coast of Japan. Chemosp. 77:1333-1337.

Fisk, A.T., K.A. Hobson y R.J. Norstrom. 2001. Influence of chemical and biological factors on trophic transfer of persistent organic pollutants in the Northwater Polynya marine food web. Environ. Sci. Technol. 35:732–738.

Fu, J., Y. Wang, Q. Zhou y G. Jiang. 2010. Trophic transfer of mercury and methylmercury in an aquatic ecosystem impacted by municipal sewage effluents in Beijing, China. J. Environ. Scienc. 22:1189–1194.

Gagnon, C., y N.S. Fisher. 1997. Bioavailability of sediment-bound methyl and inorganic mercury to a marine bivalve. Environ. Scienc. Technol. 31:993-998.

Gobas, F.A., J. Wilcockson, R. Russell, y G. Haffner. 1999. Mechanisms of biomagnification in fish under laboratory and field conditions. Environ. Scienc. Technol. 33:133-141.

Jiménez, M.F. 2007. Caracterización trófica de algunos peces de interés comercial de la bahía de Cartagena Caribe colombiano. Pregrado en Biología Marina, Universidad Jorge Tadeo Lozano. Santa Marta. 49 p.

Lavoie R.A., C.E. Hebert, J.F. Rail, B.M. Braune, E. Yumvihoze, L.G. Hill, D.R.S. Lean. 2010. Trophic structure and mercury distribution in a Gulf of St. Lawrence (Canada) food web using stable isotope analysis. Scienc. Tot. Environ. 408:5529–5539.

Lawrence, A.L., y R.P. Mason. 2001. Factors controlling the bioaccumulation of mercury and methylmercury by estuarine amphipod Leptocherirus plumulosus. Environ. Pollut. 111:217-231.

Liu, G., Y. Cai, T. Philippi, P. Kalla, D. Scheidt, J. Richards, L. Scinto y C. Appleby. 2008. Distribution of total and methylmercury in different ecosystem compartments in the Everglades: Implications for mercury bioaccumulation. Environ. Pollut. 153:257-265.

Mackay D., y A. Fraser. 2000. Bioaccumulation of persistent organic chemicals: mechanisms and models. Environ Pollut. 110:375–91.

Mancera, J.E. 2003. The contribution of mangrove outwelling to costal food webs as a function of environmental settings. Dissertation for the degree Doctor of Philosophy. University of Luisiana at Lafayette. Lafayette. 177 p.

Nixon, S.W. 1980. Between coastal marshes and coastal water: A rewiew of twenty years of speculation and research on the role of salt marshes in estuarine productivity and water chemistry. En: P. Hamilton and MacDonal K. (Eds). Estuarine and Wetland Processes. Plenum, New York. 437-525.

Odum, W.E. 1984. Dual-gradient concept of detritus transport and processing in estuaries. Bull. Marin. Scienc. 35:510-521.

Phillips, D.J. y Rainbow, P.S. 1993. Biomonitoring of trace aquatic contaminants. Elsevier Science Publishers. London. 371 p.

Phillips, D.L., y J.W. Gregg. 2001. Uncertainty in source partitioning using stable isotopes. Oecol. 127:171–179.

Phillips, D.L., y J.W. Gregg. 2003. Source partitioning using stable isotopes: coping with too many sources. Oecol. 136:261–269.

Phillips, D.L., y P.L. Koch. 2002. Incorporating concentration dependence in stable isotope mixing models. Oecol. 130:114–125.

Rigét F., R. Dietz, E.W. Born, C. Sonne, K.A. Hobson. 2007. Temporal trends of mercury in marine biota of west and northwest Greenland. Marin. Pollut. Bull. 54:72-80.

Sachs, L. 1984. Applied statistics. A handbook of techniques. 2nd ed. Springer-Verlag, Inc., New York. 707 p.

Staudinger, M.D. 2011. Species- and size-specific variability of mercury concentrations in four commercially important finfish and their prey from the northwest Atlantic. Marin. Pollut. Bull. 62:734-740.

Wolfe, M.F., S. Schwarzbach, R.A. Sulaiman. 1998. Effects of mercury on wildlife: a comprehensive review. Environ Toxicol Chem. 17:146–60.

Žižek, S., M. Horvat, D. Gibičar, V. Fajon, M.J. Toman. 2007. Bioaccumulation of mercury in benthic communities of a river ecosystem affected by mercury mining. Scienc. Tot. Environ. 377:407-415.