

MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES





GOMEX FASE I: ESTABLECIMIENTO DE LÍNEA BASE AMBIENTAL DE LA PLATAFORMA NORTE DE LA PENÍNSULA DE YUCATÁN

Reporte Final



Coordinación General de Adaptación al Cambio Climático

to Cash a



Coordinado por:

Coordinación General de Adaptación al Cambio Climático

Elaborado por:

Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional, Mérida Gerardo Gold Bouchot Virginia García Ríos

Boulevard Adolfo Ruiz Cortines 4209, 2° piso. Col. Jardines en la Montaña, Del. Tlalpan C.p. 4210 Ciudad de México Tel. +52 (55) 54246400.

www.inecc.gob.mx

Noviembre 2011

ESTABLECIMIENTO DE LA LÍNEA BASE AMBIENTAL DE LA PLATAFORMA NORTE DE LA PENÍNSULA DE YUCATÁN



Noviembre de 2011

ÍNDICE GENERAL

INTRODUCCIÓN	17
ANTECEDENTES	18
OBJETIVOS	22
OBJETIVOS GENERALES	22
OBJETIVOS PARTICULARES	22
METODOLOGÍA	24
ESTRATEGIA DE MUESTREO	24
MÉTODOS DE LABORATORIO	25
Calidad de agua	25
Determinación de Nitratos	25
Determinación de Nitritos	26
Determinación de Amonio	26
Determinación del Fósforo Reactivo Soluble	26
Determinación del Sílice Reactivo Soluble	26
Determinación de la Clorofila-a (Cl-a)	27
Parámetros fisicoquímicos en agua	28
Carbono orgánico disuelto	28
Carbono orgánico particulado	28
Nitrógeno orgánico particulado	28
Zooplancton y efectos teratogénicos en ictioplancton	29
Colecta de muestras	29
Análisis de laboratorio	29
Análisis de laboratorio del ictioplancton y análisis teratogénico	30
Comunidad bentónica	32
Comunidad de bacterias	34
Contaminantes en sedimentos	34
Hidrocarburos en sedimentos	34
Marcadores moleculares en sedimentos	35
Metales pesados en sedimentos	36

Contaminantes en peces	36
Hidrocarburos en peces	36
Metabolitos en bilis de peces	36
Metales pesados en peces	36
Biomarcadores en peces	37
Colecta de organismos	37
Efectos toxicológicos en peces	38
Extracción y Evaluación del mRNA CYP1A	38
Determinación del mRNA CYP1A por medio de la técnica de PCR	38
Determinación del Gen de la Vitelogenina (VTG) por medio de la técnica de PC	R. 38
Determinación del Gen de la Catalasa (CAT)	39
Determinación del mRNA GST por medio de la técnica de RT-PCR	39
Preparación de Microsomas	39
Actividad Enzimática de la Ethoxiresorufin-O-Deetilasa (EROD, CYP1A)	40
Proteína Total	40
Histopatología en peces	44
MÉTODOS DE ANÁLISIS	45
Calidad de agua	45
Zooplancton y efectos teratogénicos en ictioplancton	46
Comunidad bentónica	47
Comunidad de bacterias	47
Contaminantes en peces	48
Histopatología en peces	48
RESULTADOS	49
CALIDAD DE AGUA	49
Análisis descriptivo	49
Variabilidad espacial	56
Estado Trófico	58
Análisis por transectos y zonas	61
Resultados del QA/QC	65
Registro de los procedimientos de control de calidad	68
PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS EN AGUA	70

Procedimientos de QA/QC	73
ZOOPLANCTON Y EFECTOS TERATOGÉNICOS EN ICTIOPLANCTON	74
Determinación de la biomasa zooplanctónica	74
Volumen filtrado	74
Descriptores de la comunidad del zooplancton	77
Densidad	77
Composición	77
Riqueza	78
Diversidad	78
Equidad	79
Descriptores de la comunidad del ictioplancton y análisis teratogénico	79
Densidad	79
Composición	81
Riqueza	82
Diversidad	82
Equidad	82
Análisis teratogénico	84
Relación de los orgasnismos con el medio hidrobiológico superficial	89
Zooplancton	89
Ictioplancton	90
COMUNIDAD BENTÓNICA	92
Procedimientos de QA/QC	100
COMUNIDAD DE BACTERIAS	102
CONTAMINANTES EN SEDIMENTOS	107
Hidrocarburos en sedimentos	107
Hidrocarburos aromáticos policíclicos (PAHs)	107
Hidrocarburos Alifáticos	114
UCM	116
Hidrocarburos totales	118
Análisis QA/QC	121
Marcadores moleculares del petróleo en sedimentos	123
Distribución espacial	139
Metales pesados en sedimentos	149

CONTAMINANTES EN PECES 159	9
Hidrocarburos en peces160	0
Metabolitos en peces 170	6
Metales pesados en peces 180	0
Procedimientos de QA/QC en los análisis de contaminantes	3
BIOMARCADORES EN PECES	0
Evaluación de la Expresión del Gen CYP1A por Medio de la Técnica de RT PCR	 0
Programa de QA/QC 19	9
HISTOPATOLOGÍA EN PECES	5
CONCLUSIONES 210	0
CALIDAD DEL AGUA	0
PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS EN AGUA 210	0
ZOOPLANCTON Y EFECTOS TERATOGÉNICOS EN ICTIOPLANCTON	0
COMUNIDAD BENTÓNICA 214	4
COMUNIDAD DE BACTERIAS	4
CONTAMINANTES	5
BIOMARCADORES	6
HISTOPATOLOGÍA EN PECES	7
RECOMENDACIONES	8
GLOSARIO DE TÉRMINOS 229	9
CRÉDITOS	1
ANEXOS	2
ANEXO 1. RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FISICOQUÍMICOS DE LAS MUESTRAS DE AGUA 232	2
ANEXO 2. DATOS DE BIOMASA ZOOPLANCTÓNICA Y DESCRIPTORES COMUNITARIOS DE ZOOPLANCTON E ICTIOPLANCTON	L 4
Anexo 3. Abundancia de organismos de la comunidad bentónica obtenidos pol estacion/replica	R 7
ANEXO 4. NÚMERO DE BACTERIAS HETERÓTROFAS E HIDROCARBONOCLÁSTICAS EL MUESTRAS DE AGUA Y SEDIMENTO COLECTADAS EN ESTACIONES DE MUESTREO	N 8
ANEXO 5. CONCENTRACIONES DE LOS DIVERSOS GRUPOS DE HIDROCARBURO DETERMINADOS EN SEDIMENTOS (μG/G, PESO SECO)	s 0
ANEXO 6. CURVAS DE CALIBRACIÓN DE HIDROCARBUROS AROMÁTICOS POLICÍCLICOS 30	3
ANEXO 7. LÍMITES DE DETECCIÓN DE LOS ANALITOS	4

ANEXO 8. VALORES PROMEDIO DE LOS BLANCO DE LAS MUESTRAS ANALIZADAS	305
ANEXO 9. PORCENTAJES DE RECUPERACIÓN EN BLANCOS ENRIQUECIDOS	306
ANEXO 10. EXPRESIÓN DE LOS GENES CYP1A, VTG, CAT Y GST EN LENGUA SCYACIUM GUNTERI	dos 307

LISTADO DE CUADROS

Cuadro 1. Lista de estaciones y coordenadas del sitio de muestreo
Cuadro 2. Estadística descriptiva para los datos en general
Cuadro 3.Estadística descriptiva para los valores de acuerdo a la distancia de la costa. 54
Cuadro 4. Relación de la presencia de deformaciones en las larvas de peces de acuerdo a la profundidad
Cuadro 5. Relación de la presencia de deformaciones en las larvas de peces de acuerdo a la zona de estudio
Cuadro 6. Abundancia de larvas por familia de peces con alguna deformación
Cuadro 7. Abundancia de larvas por especie de peces con alguna deformación 88
Cuadro 8. Numero de Familias, géneros y especies por clase observadas en los sitios de muestreo
Cuadro 9. Numero de estaciones en cada uno de los grados de afectación de acuerdo con el índice bacterias Hidrocarbonoclasticas (Hid)/Heterótrofas (Het) 102
Cuadro 10. Especies de bacterias identificadas y su frecuencia en muestras de agua y sedimento de la zona costera y plataforma continental de la Península de Yucatán. 106
Cuadro 11. Datos estadísticos de los grupos de hidrocarburos determinados en sedimentos (µg/g, peso seco) 107
Cuadro 12. Correlación de Spearman significativa al p <.05000 155
Cuadro 13. Correlación de Spearman para Níquel y Bario significativas al p <.05000 156
Cuadro 14. Correlación de Spearman para Vanadio y Bario significativa al p <.05000157
Cuadro 15. Valores de los blancos usados en el análisis de metales en organismos. 188
Cuadro 16. Valores de los blancos usados en el análisis de metales en sedimentos. 189
Cuadro 17. Valores de los duplicados de los análisis de metales en sedimentos 189
Cuadro 18. Porcentaje de daños observados a nivel histológico en peces Syacium guntheri colectados en la zona costeria y plataforma continental de la Península de Yucatán
Cuadro 19. Resultados de las regresión logística (valores de p) entre los diferentes daños y los contaminantes en peces. Asociaciones significativas en amarillo 208

LISTADO DE FIGURAS

Figura 1. Esquema del diseño de muestreo en el área de la Península de Yucatán 24
Figura 2. Colecta de muestras y procesamiento
Figura 3. Procesamiento en laboratorio de las muestras de nutrientes
Figura 4. Procesamiento en laboratorio de las muestras de clorofila a
Figura 5. Red tipo Bongo, utilizada para la colecta del zooplancton e ictioplancton y registro de lecturas del flujómetro de la red para estimar el agua filtrada en cada muestreo
Figura 6. Muestra de zooplancton (Est. A2) y separación, contabilidad e identificación de organismos
Figura 7. Muestra del ictioplancton marino (Est. P76) y reconocimiento visual de larvas de peces para detectar malformaciones en columna, cabeza y aletas (Est. M62).31
Figura 8. Clasificación del estado del bentos y su relación con el estatus ecológico del hábitat bentónico basado en el Índices BICS
Figura 9. Proceso de extracción de RNA total de hígado de lenguados <i>Scyacium gunteri</i> y electroforesis en geles de agarosa teñido al 1 %
Figura 10. RNA total de hígado lenguados <i>Scyacium gunteri</i> en geles de agarosa al 1 % teñidos con bromuro de etidio. Marcador molecular de 1 kb. 3 µL de muestra en cada carril
Figura 11. Expresión del gen de la β-Actina en hígados de peces (<i>Scyacium gunteri</i>) colectados en el área de trabajo
Figura 12. Zona de estudio del Crucero INE 2010 en el norte de la Península de Yucatán, mostrando los transectos y las zonas que fueron usadas para al análisis de datos en esta sección. En rojo los transectos correspondientes a las letras A-P. Se indican las zonas en rojo la zona oceánica, en verde la zona costera y en azul la zona de SCC.
Figura 13. Distribución espacial de los valores de concentración para clorofila-a 50
Figura 14. Distribución espacial de los valores de nutrientes inorgánicos disueltos a) Nitrato b) Nitrito y c) Amonio
Figura 15. Distribución espacial de los valores de nutrientes inorgánicos disueltos a) Fosfato y b) Silicato
Figura 16. Variación de las concentraciones de clorofila-a en función de la distancia a la costa y profundidad total de la columna de agua. En la leyenda se hace referencia a las distancias de las estaciones con respecto a las isóbatas de 15, 50, 100, 150 y 200m
Figura 17. Variación en las concentraciones de nutrientes en función de la distancia a la costa e isóbatas: a) Nitrato b) Nitrito y c) Amonio. En la leyenda se hace

referencia a las distancias de las estaciones con respecto a las isóbatas de 15, 50, 100, 150 y 200 m...... 55 Figura 18. Variación en las concentraciones de nutrientes en función de la distancia a la costa e isóbata: a) Fosfato y b) Silicato. En la leyenda se hace referencia a las distancias de las estaciones con respecto a las isóbatas de 15, 50, 100 150 y 200 Figura 19. Mapa de contornos (kriging) de las concentraciones de clorofila a y nutrientes a) Clorofila- a; b) Nitrato; c) Nitrito; d) Amonio; e) Fosfato y f) Silicato de la Figura 20. Valores de TRIX en el área de estudio...... 59 Figura 21. Distribución espacial del nivel trófico de las estaciones de muestreo, de acuerdo al índice de TRIX. El nivel bajo indica condición oligotrófica, el nivel medio mesotrófica, el alto eutrófica y el muy alto distrófica. Esta condición no se asocia a Figura 22. Variabilidad de las concentraciones de nutrientes inorgánicos disueltos, clorofila-a, e índice de TRIX, de acuerdo a la sanción por transectos del área de Figura 23. Variabilidad de las concentraciones de nutrientes inorgánicos disueltos, clorofila-a, e índice de TRIX, de acuerdo a la sanción por transectos del área de Figura 24. Representación bidimensional del análisis de NMDS por transecto del Figura 25. Representación bidimensional del análisis de NMDS por zona del Crucero Figura 27. Eficiencia en la cuantificación de los nutrientes de las muestras. 67 Figura 28. La distribución espacial de la concentración del Carbono Orgánico Disuelto en la zona de estudio......70 Figura 29. La distribución espacial de la concentración del Carbono Orgánico Particulado en la zona de estudio.71 Figura 30. El análisis estadístico de correlación significativa entre el carbono orgánico disuelto y el particulado......72 Figura 31. La distribución espacial de la concentración del Nitrógeno Orgánico Figura 32. Variación del volumen filtrado (m3) por la red Bongo en cada una de las Figura 33. Variación de la biomasa zooplanctónica (ml, g/1000m3) por estación....... 75 Figura 34. Variación espacial de la biomasa zooplanctónica (g/1000m3) al norte de la Figura 35. Variación de la biomasa zooplanctonica (peso húmedo) por profundidad. .. 76

Figura 37. Abundancia preliminar de los principales grupos del zooplancton
Figura 38. Variación espacial de la diversidad zooplanctónica (Bits/ind.) al norte de la Península de Yucatán
Figura 39. Variación de la riqueza y diversidad del zooplancton por profundidad 79
Figura 40. Variación espacial de la densidad ictioplanctónica (larvas/100m3) al norte de la Península de Yucatán
Figura 41. Variación de la densidad ictioplanctónica (larvas/1000m3) por profundidad.80
Figura 42. Variación de la densidad ictioplanctónica (larvas/1000m3) por zona 81
Figura 43. Abundancia de las principales especies de las larvas de peces 81
Figura 44. Larvas de peces separadas de la estación K52 82
Figura 45. Variación espacial de la diversidad ictioplanctónica (bits/ind.) al norte de la Península de Yucatán
Figura 46. Variación de la riqueza y diversidad del ictioplancton por profundidad 83
Figura 47. Abundancia de larvas que presentaron alguna deformación 84
Figura 48. Variación espacial de la presencia de deformaciones registradas en el norte de la Península de Yucatán
Figura 49. Abundancia de larvas que presentaron alguna deformación 85
Figura 50. Abundancia de larvas que presentaron alguna deformación 86
Figura 51. Larva de góbido (Gobiidae) con deformación en la columna vertebral (est. P77)
Figura 52. Larvas de sardinas (Clupeidae) con deformación en la columna vertebral (Est. P76)
Figura 53. Número de larvas por especie que presentaron alguna deformación 89
Figura 54. Proyección ortogonal del análisis canónico (ACC) entre los grupos de zooplancton dominantes y las principales variables del medio (datos transformados a log10)
Figura 55. Proyección ortogonal del análisis canónico (ACC) entre las especies de larvas de peces dominantes y las principales variables del medio (datos transformados a log10)
Figura 56. Contribución a la abundacia relativa de los grupos mayores encontrados en los estaciones de muestreo
Figura 57. Distribución espacial de la riqueza (a), abundancia (b), diversidad (c) y equidad (d) en función de la zona específica de muestreo (transectos)
Figura 58. Distribución espacial de la riqueza (a), abundancia (b), diversidad (c) y equidad (d) en función de la profundidad
Figura 59. Clasificación del estado ambiental del hábitat bentónico empleando el índice BICs
Figura 60. Distribución espacial de la riqueza (a), abundancia (b), diversidad (c) y equidad (d) en función de la clasificación BICS para cada uno de los puntos muestreados

Figura 61. Potenciales asociaciones estadísticas empleando los parámetros de la comunidad bentónica como variables biológicas y las características fisicoquímicas de la columna de agua y la concentración de contaminantes orgánicos en el sedimento como variables ambientales...... 100 Figura 62. Distribución de la relación de bacterias hidrocarbonoclásticas/heterótrofas Figura 63. Concentración de nutrientes en agua respecto al grado de afectación de las porcentaje índice estaciones (dados por la del de bacterias hidrocarbonoclásticas/heterótrofas en agua). (A) nitritos, (B) nitratos, (C) amonio, Figura 64. Concentraciones de hidrocarburos respecto al gradado de afectación en las estaciones de muestreo (dado por el porcentaje del índice de bacterias

- Figura 70. Concentraciones de PAHs BPM en sedimentos (µg/g, peso seco)...... 111
- Figura 71. Concentraciones de PAHs APM en sedimentos (μ g/g, peso seco)...... 112

- Figura 75. Distribución espacial de Hidrocarburos Alifáticos...... 115

Figura 86. Materiales de referencia empleados como parte del QA/QC 122
Figura 87. Concentraciones del C ₂₃ terpano triciclico en los sedimentos del área de estudio
Figura 88. Concentraciones del C ₂₄ terpano tricíclico en los sedimentos del área de estudio
Figura 89. Concentraciones del C ₂₄ terpano triciclico en los sedimentos del área de estudio
Figura 90. Concentraciones del C ₂₇ terpano tetraciclico en los sedimentos del área de estudio
Figura 91. Concentraciones del C ₂₈ terpano tetracíclico en los sedimentos del área de estudio
Figura 92. Concentraciones del 17a 21b 22 29 30 trisnorhopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 93. Concentraciones del 17α 21β 30 norhopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 94. Concentraciones del 18α y 18β oleanano en los sedimentos del área de estudio
Figura 95. Concentraciones del 17α 21β hopano en los sedimentos del área de estudio. 129
Figura 96. Concentraciones del 17β 21α hopano en los sedimentos del área de estudio.
Figura 97. Concentraciones del 22S 17α 21β homohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 98. Concentraciones del 22S y 22R 17α 21β homohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 99. Concentraciones del 22S 17α 21β bishomohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 100. Concentraciones del 22R 17α 21β bishomohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 101. Concentraciones del 22S 17α 21β trishomohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 102. Concentraciones del 22R 17α 21β trishomohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 103. Concentraciones del 22S 17α 21β tetrakishomohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 104. Concentraciones del 22R 17α 21β tetrakishomohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 105. Concentraciones del 22S 17α 21β pentakishomohopano en los sedimentos del área de estudio
Figura 106. Concentraciones del 22R 17α 21β pentakishomohopano en los sedimentos del área de estudio

Figura 107. Concentraciones homomoretano en los sedimentos del área de estudio. 138 Figura 108. Concentraciones de esteranos en los sedimentos del área de estudio.... 139 Figura 109. Distribución espacial de hopanos triciclicos en la plataforma continental Figura 110. Distribución espacial de hopanos tetracíclicos en la plataforma continental Figura 111. Distribución espacial del 17a 21ß 30 norhopano en la plataforma continental Figura 112. Distribución espacial del 18a y 18ß oleanano en la plataforma continental yucateca......142 Figura 113. Distribución espacial del 17a 21ß hopano en la plataforma continental Figura 114. Distribución espacial del homomoretano en la plataforma continental Figura 115. Distribución espacial de lo homohopanos en la plataforma continental Figura 116. Distribución espacial de los esteranos en la plataforma continental Figura 117. Diagrama de abundancias de los hopanos en los diferentes petróleos.... 146 Figura 118. Diagrama de abundancias de los hopanos en los diferentes petróleos y chapopoteras......147 Figura 119. Diagrama de abundancias de los hopanos en los diferentes petróleos, chapopoteras y en los sedimentos. 148 Figura 120. Distribución espacial de Bario biodisponible en sedimentos recientes..... 149 Figura 121. Concentraciones medianas de Bario biodisponibles en sedimento del área de estudio, presentados por isobata. 150 Figura 122. Distribución espacial de Níguel biodisponible en sedimentos recientes... 151 Figura 123. Concentraciones medianas de Níquel biodisponibles en sedimento del área de estudio, presentados por isobata. 152 Figura 124. Distribución espacial de Vanadio biodisponible en sedimentos recientes 153 Figura 125. Concentraciones medianas de Vanadio biodisponibles en sedimento del área de estudio, presentados por isobata. 154 Figura 126. Gráfico de correlación entre Vanadio y Níquel para la zona de estudio... 155 Figura 127. Gráfico de correlación entre Bario y Níquel para la zona de estudio...... 156 Figura 128. Gráfico de correlación entre Bario y Vanadio para la zona de estudio..... 157 Figura 130. Niveles de Niquel agrupados por transecto......158

Figura 132. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los hidrocarburos alifáticos en hígado de lenguados
Figura 133. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los hidrocarburos alifáticos en músculo de lenguados
Figura 134. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los PAHs en hígado de lenguados
Figura 135. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los PAHs en músculo de lenguados
Figura 136. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de la concentración de hidrocarburos totales en hígado de lenguado
Figura 137. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los hidrocarburos totales en músculo de lenguados
Figura 138. Concentraciones promedio (µg/g) de hidrocarburos alifáticos en hígado de los peces del área de estudio
Figura 139. Concentraciones promedio (µg/g) de UCM en hígado de los peces del área de estudio
Figura 140. Proporciones de los PAHs de bajo peso molecular en los peces del área de estudio
Figura 141. Concentraciones promedio (µg/g) de los PAHs de bajo peso molecular en hígado de los peces del área de estudio
Figura 142. Concentraciones de los PAHs de bajo peso molecular presentes en mayores concentraciones en los peces
Figura 143. Proporciones de los PAHs de alto peso molecular en los peces del área de estudio
Figura 144. Concentraciones promedio (µg/g) de PAHs de alto peso molecular en hígado de los peces del área de estudio
Figura 145. Concentraciones de los PAHs de alto peso molecular presentes en mayores concentraciones en los peces
Figura 146. Concentraciones promedio de PAHs totales en hígado de los peces del área de estudio
Figura 147. Concentraciones promedio de hidrocarburos totales en hígado de los peces del área de estudio
Figura 148. Valores de la relación de los PAHs de bajo peso molecular respecto a los de alto peso molecular en hígado de los peces del área de estudio
Figura 149. Concentraciones de hidrocarburos alifáticos en los peces de las dos zonas del área de estudio
Figura 150. Concentraciones UCM en los peces de las dos zonas del área de estudio.
Figura 151. Concentraciones de PAHs de bajo peso molecular en los peces de las dos zonas del área de estudio

Figura 152. Concentraciones de PAHs de alto peso molecular en los peces de las dos zonas del área de estudio
Figura 153. Concentraciones de PAHs totales en los peces de las dos zonas del área de estudio
Figura 154. Concentraciones de HCs totales en los peces de las dos zonas del área de estudio
Figura 155. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los metabolitos del naftaleno en bilis de lenguados
Figura 156. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los metabolitos del fenantreno en bilis de lenguados
Figura 157. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los metabolitos del pireno en bilis de lenguados
Figura 158. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los metabolitos del benzo(a)pireno en bilis de lenguados
Figura 159. Concentración mediana e intervalo intercuartílico del bario en músculo de lenguados
Figura 160. Concentración mediana e intervalo intercuartílico del níquel en músculo de lenguados
Figura 161. Concentración mediana e intervalo intercuartílico del vanadio en músculo de lenguados
Figura 162. Porcentajes de recuperación en hígados y músculo 185
Figura 163. Naftaleno en materiales de referencia ATUN 435 185
Figura 164. 1 y 2 metil naftaleno en materiales de referencia ATUN 435 186
Figura 165. Bifenil en materiales de referencia ATUN 435 186
Figura 166. Acenaftileno en materiales de referencia ATUN 435 187
Figura 167. Antraceno en materiales de referencia ATUN 435 187
Figura 168. Níquel en materiales de referencia ATUN 435 188
Figura 169. Amplificación de fragmentos del gen del CYP1A en lenguados <i>Scyacium gunteri</i>
Figura 170. Expresión del gen del CYP1A en hígados de lenguados <i>Scyacium gunteri</i> colectados en diferentes estaciones de muestreo
Figura 171. Expresión del gen de la VTG en hígados de lenguados <i>Scyacium gunteri</i> colectados en diferentes estaciones de muestreo
Figura 172. Expresión del gen de la CAT en hígados de lenguados <i>Scyacium gunteri</i> colectados en diferentes estaciones de muestreo
Figura 173. Expresión del gen de la GST en hígados de lenguados <i>Scyacium gunteri</i> colectados en diferentes estaciones de muestreo
Figura 174. Comparación de los niveles de expresión de los genes CYP1A, VTG, CAT y GST en lenguados <i>Scyacium gunteri</i> colectados en la zona de estudios

Figura 175. Representación gráfica de los niveles de expresión de los genes CYP1A, VTG, CAT y GST en lenguados <i>Scyacium gunteri</i> colectados en la zona de estudios
Figura 176. Análisis de Componentes Principales entre la expresión de los genes CYP1A, VTG, CAT y GST, así como la talla de los lenguados <i>Scyacium gunteri</i> . 199
Figura 177. Control de Campo y de Degradación 200
Figura 178. Control de Almacenamiento 201
Figura 179. Controles Internos (Control Positivo y Control Negativo) 202
Figura 180. Bitácora de campo 203
Figura 181. Cadena de custodia 203
Figura 182. Expresión de los diferentes genes en la muestra de referencia 204
Figura 183. Distribución del porcentaje total (considerando cada uno de los órganos) de daños encontrado en <i>Syacium guntheri</i> colectados en la zona norte de la Península de Yucatán
Figura 184. Cortes histológicos de bazo, branquias, riñón e hígado con lesiones y parásitos
Figura 185. Asociaciones espaciales significativas (en rojo) entre la presencia de daños histológicos en <i>Syacium guntheri</i> y concentraciones de contaminantes en la zona de estudio (X ² >0.21; p > 0.95; X _{global} = -0.58; p > 0.975)

INTRODUCCIÓN

El Golfo de México tiene una gran importancia para México por sus recursos pesqueros, energéticos, portuario, turístico, etc. El Golfo de México, por su desarrollo no planificado es escenario de conflictos intersectoriales y problemas ambientales que empiezan a agudizarse y a generar conflictos sociales derivados de afectaciones ambientales, como la pérdida de cobertura de manglar, capturas pesqueras decrecientes (principalmente de camarón), erosión costera, contaminación costera creciente, mareas rojas, etc.

Como un problema ambiental adicional recientemente ocurrió un accidente en una plataforma de extracción petrolera, el pozo *Deepwater Horizon*, a 1,500 m de profundidad aproximadamente, que está derramando cerca de 800,000 litros al día, aunque un reporte reciente indica que en la profundidad el derrame es mucho mayor. Con la posibilidad de que este derrame, o parte de el, llegara a las costas mexicanas, en Septiembre de 2010 se realizó un crucero oceanográfico a bordo del buque oceanográfico Justo Sierra para establecer los niveles actuales de los residuos de hidrocarburos y detectar en forma temprana el efecto del derrame.

Dada la magnitud del derrame fue necesario tomar de inmediato las medidas necesarias para establecer los niveles actuales de los residuos de hidrocarburos en la posible zona de impacto y caracterizar estos hidrocarburos molecularmente. Al contar con una línea base de hidrocarburos con la cual comparar el posible impacto de la llegada del crudo producto de este accidente, se podrán tomar las medidas preventivas, correctivas y legales en forma oportuna y con la información técnica disponible.

ANTECEDENTES

La hidrología, calidad del agua y condiciones ambientales generales de los ecosistemas de la zona costera, son factores que favorecen ampliamente su utilización por el hombre a través de actividades como la acuacultura, las pesquerías, el turismo y la industria. Estas actividades tienen el común denominador de modificar el sistema hidrológico desbalanceando los procesos de aporte-acumulación y procesamiento-exportación de nutrientes con cambios en la calidad de agua, la cual se refleja generalmente en forma de un aumento desproporcionado en la producción primaria y condiciones de anoxia en los sedimentos de las zonas costeras de menor renovación del agua, originando menor calidad ambiental para un adecuado funcionamiento del ecosistema, conociéndose a este proceso como eutrofización (Herrera-Silveira *et al* 1998).

Dado que la eutrofización es un proceso complejo que tiene una serie de síntomas que reflejan las causas y consecuencias, se han desarrollado una serie de índices para determinar la condición trófica de los ecosistemas acuáticos, algunos de ellos específicos para los de tipo costero.

Los índices tienen por objetivo reducir la complejidad del los ecosistemas, en este caso el costero-marino, eliminando las evaluaciones subjetivas basadas sólo en una variable. Con los índices las diferencias entre las diversas situaciones espacio-temporales que lleven a una posible comparación cuantitativa, son más objetivas y más simple su interpretación para incluso toma de decisiones respecto a las acciones de manejo.

Por lo anterior, el estado trófico de la columna de agua de las estaciones de muestreo en el noroeste del Golfo de México se determinó por medio del índice de TRIX de acuerdo a Vollenweider *et al* (1998), ya que se ajusta mejor al tipo de muestreo puntual y sin replicas estacionales (Ærtebjerg, 2001), como en este estudio. El índice de TRIX es una herramienta utilizada para la caracterización y diagnóstico de las aguas costeras (Giovanardi y Vollenweider, 2004) del mundo, ya que integra variables químicas y biológicas relacionadas con los síntomas de eutrofización de sistemas costeros (Cloern, 2001).

La productividad secundaria zooplanctónica (biomasa), los descriptores comunitarios del zooplancton e ictioplancton y más recientemente la recurrencia de deformaciones corporales en las larvas de peces son parámetros internacionales que han sido utilizados para evaluar la calidad ambiental en aguas costeras y marinas (Bratkovich, 1988; Bodammer, 1993; Fuiman, 1993; Suther y Rissik, 2009).

Por tal razón los cambios en la biomasa zooplanctónica (peso húmedo), composición, abundancia, riqueza, diversidad, equidad y dominancia del zooplancton e ictioplancton así como las distintas deformaciones en las larvas de peces son considerados como indicadores de la condición ambiental de la zona de estudio en cuestión.

El uso de organismos como bioindicadores en la evaluación de la calidad y monitoreo de diversos ecosistemas ha sido ampliamente documentado (Borja et al. 2004). Entre ellos los invertebrados bentónicos han sido reconocidos como organismos que cubren los requisitos y a su vez ofrecen numerosas ventajas para ser considerados como indicadores de calidad en ecosistemas acuáticos como: 1) encontrarse en todos los sistemas acuáticos, por lo que favorecen los estudios comparativos y 2) su naturaleza sedentaria, que permite un efectivo análisis espacial de los efectos de las perturbaciones (Hyland 2004).

Existen, en la actualidad, numerosos índices bióticos basados en la información del bentos para evaluar el estado ambiental y la calidad del hábitat bentónico de ecosistemas estuarinos y marinos a escalas regionales (Diaz et al. 2004). Estos índices van desde los más simplistas basados en información sobre la riqueza y diversidad (e.g. H', índices de riqueza) de la comunidad bentónica, hasta los mas más complejos que emplean modelos multidimensionales para integrar información biológica y factores ambientales para construir modelos descriptivos y predictivos del estado del ecosistema. La generación de un gran número de índices obedece a la necesidad de simplificar una serie de datos ambientales, que generalmente no presenta tendencia alguna, en una rango numérico único que pueda ser fácilmente interpretable y que asigna a los ambientales adversas).

La comunidad de invertebrados bentónicos han sido usados como indicadores del estado de salud de los ecosistemas acuáticos. La variabilidad en el rango de tolerancia estos organismos a las perturbaciones por ambientales de origen diverso permiten establecer una clasificación basada en el grado de sensibles, tolerantes y resistencia (Simboura y Zenetos, 2002).

En este contexto en la presente sección del trabajo se determinará el estado de la comunidad bentónica de invertebrados como indicadores de variabilidad ambiental y del estado de salud de las áreas de estudio, usando en particular el índice BICS (Benthic Index for the Campeche Sound Habitats) (Pech et al. en proceso) propuesto para las especies del Golfo de México. Brevemente el índice BICS está basado en el algoritmo de cálculo propuesto por Simboura y Zenetos. (2004) basado en la clasificación de las especies de acuerdo a su grado de sensibilidad o tolerancia a los disturbios ambientales.

La habilidad de las poblaciones nativas para degradar hidrocarburos constituye uno de los mecanismos principales con el que cuentan determinados ambientes para mitigar el impacto causado por la presencia del petróleo crudo y sus derivados (Márquez et al. 2001), y es el mecanismo primario por el cual son removidos de ciertos ambientes (Leahy y Colwell 1990; Delille y Delille 2000). La actividad microbiana de sitios contaminados con hidrocarburos suele aumentar con respecto a los no contaminados (Lizarraga-Partida et al. 1982; Essien et al. 2008) y por tanto el grado de impacto se ha asociado a la proporción expresada en porcentaje de la presencia de bacterias hidrocarbonoclásticas (degradadoras de petróleo) con respecto a las heterótrofas, estableciéndose que proporciones menores a 1% representan zonas no

impactadas; entre 1 y 6 % zonas de bajo impacto, entre 6 y 50% zonas de alto impacto y mayores a 50% extremadamente impactadas. De aquí que para este trabajo se empleó este índice a fin de determinar el grado de impacto por la presencia de hidrocarburos en la zona costera de la Península de Yucatán y la plataforma continental asociada.

Uno de los grandes desafíos de las agencias ambientales en nuestro país, es mantener el equilibrio ecológico y la salud de los ecosistemas y al mismo tiempo asesorar y supervisar las actividades industriales petroleros de V nuestro país. Desafortunadamente, la Agencia de Protección Ambiental en Estados Unidos (EPA), ha estimado que existen más de 10,000 nuevos compuestos químicos, que son usados en la industria, por lo que no sería una sorpresa que gran parte de estos compuestos tenga como destino final los sistemas estuarinos y marinos, causando así varios efectos nocivos a la salud de los organismos, a la industria pesquera y a la ecología de los sistemas costeros.

Así mismo, tanto el desarrollo industrial como el crecimiento en las zonas tropicales y subtropicales de nuestro país, ha traído como consecuencia un aumento en las descargas de aguas residuales e industriales, donde también los efectos en los organismos han aumentado drásticamente.

Sin duda, que uno de los grandes retos de la humanidad es detectar de forma temprana los efectos a la exposición de contaminantes, determinar las consecuencias biológicas de esta exposición en los organismos para evitar grandes cambios en la diversidad biológica de los ecosistemas.

En este sentido, es de vital importancia desarrollar técnicas sensibles que nos ayuden a detectar y prevenir estos efectos en la salud de los organismos acuáticos, así como aplicarlas para comprender los procesos de la absorción de estos compuestos tóxicos, su transformación dentro de los organismos y su eliminación.

Una de las alternativas para medir estos efectos ha sido la medición de las respuestas biológicas en los organismos que son actualmente conocidos como biomarcadores. Para poder interpretar el uso de un biomarcador, Beyer *et al* (1996) los definió como "las respuestas biológicas o los efectos que pueden ser relacionados con la exposición a uno o varios compuestos químicos del ambiente".

Uno de los principales objetivos de un biomarcador es alertar de forma temprana el posible efecto que un contaminante esté causando a la salud organismos (Zapata-Pérez, 2002). Hasta la fecha se han propuesto diferentes biomarcadores o herramientas de diagnóstico a diferentes niveles de organización que han sido usadas para evaluar algún daño en los organismos.

Uno de los biomarcadores ampliamente utilizados en otros países, para evaluar el efecto de los hidrocarburos y de los compuestos planos son es el sistema de monooxigenasas dependientes del Citocromo P450 (CYP), en la cual los niveles y la

actividad de la subfamilia CYP1A se incrementan en presencia de los contaminantes orgánicos como PAHs y PCBs (Bucheli y Fent, 1995, Goksoyr, 1995, Stegeman et al., 1988, Addison et al., 1994, Monosson y Stegeman, 1994, Eggens et al., 1995, Whyte et al., 2000).

Una de las principales características de los biomarcadores es que deben tener una gran asociación o especificidad hacia el contaminante o en particular a la exposición al petróleo y no fuertemente influenciado por otros factores externos o de los mismos organismos. Es por eso que la inducción del CYP1A así como las mediciones de las enzimas antioxidantes como: la Ethoxyresorufin-O-Deethylase (EROD), Glutation-S-Transferasa (GST), Glutatión Reductasa (GR) y Catalasa (CAT), en peces han sido incorporadas a varios programas de monitoreo a nivel mundial, para ser utilizado en la evaluación de riesgo ecológico después de un derrame de petróleo ya que nos aportan información relevante sobre la actividad de las enzimas en los organismos para desintoxicar los contaminantes (WHO, 1993, Burgeot and Galgani, 1994,).

En base a lo anterior y con el objeto de establecer los posibles efectos a nivel bioquímico y molecular en organismos expuestos a mezclas complejas del petróleo, se Evaluó mediante el uso de diferentes biomarcadores de Efecto el estado de salud de los peces *Ariopsis felis* y *Syacium gunteri* colectados en la zona continental de la Península de Yucatán y del sur del Golfo de México.

Los programas de monitoreo de contaminantes en sistemas marinos han adquirido una mayor importancia si se considera que estos compuestos son persistentes en el medio ambiente y se pueden acumular y biomagnificar, esto es pueden aumentar en la biota con respecto al medio ambiente y aumentar su concentración a lo largo de las tramas tróficas. La histología se utiliza actualmente como una herramienta importante para el estudio de contaminantes en los organismos acuáticos, ya que permite la detección de efectos deletéreos de la presencia de contaminantes de manera crónica en diversos tejidos de los peces (Varanasi et al., 1989). Esta herramienta proporciona una detección rápida y puede ser de gran ayuda para identificar problemas de contaminación en programas regionales y nacionales de monitoreo. De hecho, los estudios histopatológicos en peces son utilizados a nivel mundial como un indicador del efecto que tiene el hábitat sobre los organismos. La National Oceanic and Atmospheric Administration (NOAA) y la Environmental Protection Agency (EPA) utilizan este tipo de estudios para establecer el grado de afectación ambiental de ambas costas de los Estados Unidos. Este hecho nos permite utilizar este bioindicador de forma comparativa.

OBJETIVOS

OBJETIVOS GENERALES

- Obtener una visión actual, precisa y clara de la salud ambiental, de la zona costera de la Península de Yucatán, que establezca una línea base para determinar los posibles efectos de la llegada del petróleo del derrame del pozo profundo *Deepwater Horizon*.
- Caracterizar los marcadores moleculares del crudo derramado, así como de los principales tipos de crudo producidos por PEMEX en el sur del Golfo de México, de manera de poder determinar si los residuos encontrados son del petróleo derramado o no.

OBJETIVOS PARTICULARES

- Establecer una red de muestreo que permita hacer comparaciones confiables entre la situación actual, tomada como línea de base, y la situación cuando llegue el petróleo a costas mexicanas y a los largo de los cinco años posteriores.
- Recolectar muestras de agua, sedimentos, peces, microalgas y zooplancton en el área de estudio.
- Determinar las concentraciones de hidrocarburos aromáticos policíclicos y metales pesados en los sedimentos, para evaluar si exceden los valores críticos establecidos por la EPA, NOAA y USGS.
- Determinar las concentraciones de nutrimentos (nitratos, nitritos, amonio, fosfatos y silicatos) y clorofilas para establecer el índice trófico, identificando las relaciones entre las variables de causa y efecto.
- Identificar las variables de la columna de agua que mayor contribución tiene en la condición trófica determinada Golfo de México.
- Determinar las concentraciones de hidrocarburos aromáticos policíclicos y metales pesados en el tejido muscular e hígado de los peces.
- Evaluar el estado de salud de los peces, mediante el análisis de diferentes biomarcadores (actividad de glutatión transferasa y EROD, la expresión del gen CYP1A y de la vitelogenina (VTG) y microsomas en el hígado, así como la concentración de metabolitos de PAHs en la bilis de los peces).
- Determinar la relación entre la respuesta de los peces mediante diferentes biomarcadores y las concentraciones de contaminantes, tanto en los sedimentos como en los propios peces.
- Determinar el daño en tejido muscular de peces y evaluar su relación con las concentraciones de hidrocarburos y metales encontradas.
- Realizar el estudio de la calidad del ambiente físico y químico de los sedimentos con base en la estimación de los principales indicadores físicos y químicos en la zona costera del Golfo de México.
- Determinar el estado de la comunidad bentónica de invertebrados como indicadores de variabilidad ambiental y del estado de salud de las áreas de

estudio, usando en particular el índice BICS propuesto para las especies del Golfo de México.

- Determinar la estructura (composición, abundancia, distribución, diversidad, equidad y dominancia) del componente zooplancton, que permita evaluar el estado ecológico actual del área y determinar el posible impacto de las actividades antrópicas en la zona de estudio (bioindicadores ambientales).
- Determinar la estructura comunitaria del ictioplancton y estimar un porcentaje de las deformaciones principales presentes en las larvas de peces colectadas, que permita evaluar el posible efecto de los contaminantes sobre las etapas tempranas de los peces.
- Determinar y enumerar las bacterias hidrocarbonoclásticas en sedimentos y agua
- Presentar la información a las autoridades y organismos de la sociedad civil, de una manera comprensible y adecuada. Esto puede ser en forma de mapas y de un sitio en la red internet.

METODOLOGÍA

ESTRATEGIA DE MUESTREO

Por la alta probabilidad de recibir crudo derramado por el accidente se decidió establecer un muestreo en la zona marina de la Península de Yucatán (de 15 a 200 m de profundidad). El área de estudio comprende alrededor de 500 km de la costa norte de la península de Yucatán desde Isla Arena Campeche, hasta Playa del Carmen Quintana Roo y abarcando toda la costa del estado de Yucatán.

Utilizando la información sobre hidrocarburos totales en sedimentos registrados por el crucero oceanográfico Xcambó II, se estimó el tamaño de muestra necesario para diseñar una red de muestreo para monitorear los efectos del derrame de petróleo en el Golfo de México. El tamaño de muestra necesario para detectar una diferencia de medias del 50 %, a una nivel $\alpha = 0.05$ y una potencia del 80 %, es de 80 estaciones de muestreo por crucero.

El diseño de muestreo para el área (Península de Yucatán) consistió en 16 transectos perpendiculares a la costa separados entre si por 35 km. Cada transecto comprendió 5 estaciones de muestreo estratificadas en relación con la profundidad (15, 50, 100, 150 y 200 m; Figura 1).



Figura 1. Esquema del diseño de muestreo en el área de la Península de Yucatán.

MÉTODOS DE LABORATORIO

Calidad de agua

En el periodo 10-21 septiembre se realizó la campaña GOMEX 2010, a bordo del buque oceanográfico Justo Sierra. Se muestrearon un total de 80 estaciones, de las cuales en el 20% se tomaron réplicas haciendo un total de 96 botellas de 250 ml para análisis de nutrientes y 96 filtros para extracción de clorofilas colectadas. Como medida de control de calidad se realizaron todos los procedimientos sobre un blanco de viaje el cual consistió en agua desionizada en laboratorio. Las muestras de agua se colectaron en las botellas contenidas dentro de la roseta a una profundidad de 10m. El procesamiento de las muestras se realizó en los laboratorios del buque (Figura 2), el cual consistió en filtrar 4L agua para preservar los filtros de nitrocelulosa, así como 250 ml del agua filtrada para el posterior análisis de nutrientes disueltos en agua (NO₃,NO₂, NH₄⁺, FRS, SiRS). En el Laboratorio de Producción Primaria del CINVESTAV-IPN se analizaron las muestras de agua filtradas y se realizó la extracción de clorofilas con acetona. A continuación se describen los métodos para la determinación de nutrientes inorgánicos disueltos y para las clorofilas. Los métodos de colecta, preservación, manipulación y análisis se realizaron conforme al programa de control de calidad y aseguramiento de la información del laboratorio de producción primaria CINVESTAV-IPN.



Figura 2. Colecta de muestras y procesamiento.

Determinación de Nitratos

La cuantificación del mayor estado de oxidación del nitrógeno se realizó de una forma indirecta por la reducción de nitratos NO_3^- a nitritos (NO_2^-) , la cual se lleva a cabo al pasar la muestra a través de una columna cadmio–cobre. El nitrito producido se cuantificó por la diazotización con sulfanilamida y acoplamiento con dihidrocloruro de N-(1-naftil)-etilendiamina para formar un compuesto azo altamente coloreado cuya extinción se midió espectrofotométricamente utilizando una celda de de cuarzo de 1 cm de paso a 543 nm de longitud de onda. Esta reacción es de mucha sensibilidad permitiendo detectar valores de hasta 0.05 μ mol/l (Strickland y Parsons, 1972).

Determinación de Nitritos

La determinación de la concentración del nitrógeno en forma de nitritos NO₂⁻ es básicamente el mismo que para determinar nitratos solo que sin el paso de la muestra a través de la columna reductora. Los nitritos reaccionan con la sulfanilamida en una solución ácida a un pH de 2.0 a 2.5 de acuerdo a la reacción de Griess, formándose un compuesto diazo que al acoplarse con el dihidrocloruro de N-(1-naftil)-etilendiamina formó un compuesto azo altamente coloreado (color rosa), cuya extinción se midió espectrofotométricamente utilizando una celda de cuarzo de 1 cm de paso a 543 nm de longitud de onda (Strickland y Parsons, 1972). Esta reacción es de mucha sensibilidad permitiendo detectar valores de hasta 0.01 µmol/l.

Determinación de Amonio

La cuantificación del nitrógeno amoniacal NH_4^+ se realizó con el método del fenolhipoclorito, se basa en la formación de un compuesto color azul obtenido mediante el tratamiento de la muestra con fenol e hipoclorito de sodio en un medio alcalino en presencia de nitroprusiato de sodio como catalizador. La extinción del azul de indofenol formado con el amonio se midió por espectrofotometría a 640 nm utilizando una celda de cuarzo de 1 cm de paso. Esta reacción permitió la detección de valores de hasta 0.1 µmol/I (Strickland y Parsons, 1972).

Determinación del Fósforo Reactivo Soluble

El fósforo reactivo soluble (FRS) se determinó usando el método del molibdato azul, basado en la reacción de la muestra con reactivo mezclado que contiene ácido molíbdico, ácido ascórbico y antimonio trivalente. El complejo formado fué reducido para dar como resultado una solución azul. La extinción del molibdato azul se midió con el espectrofotómetro a 885 nm usando una celda de cuarzo de 1 cm de paso. Esta reacción es de mucha sensibilidad y permitió detectar valores de hasta 0.03 µmol/l (Parsons *et al.*, 1984).

Determinación del Sílice Reactivo Soluble

El sílice reactivo soluble (SiRS) se determinó por el método del molibdato azul, con ácido ascórbico como agente reductor basado en la reacción de la muestra con molibdato. El complejo de silico-molibdato se redujo con una solución de methol y ácido oxálico, produciéndose un color azul proporcional a la concentración de sílice. La extinción se midió espectrofotométricamente a 810 nm con una celda de cuarzo de 1 cm de paso. Cualquier otro complejo de molibdato es descompuesto por el agente reductor. Esta técnica permitió detectar valores de hasta 0.1 µmol/l (Parsons *et al.,* 1984). Los procedimientos se ejemplifican en la Figura 3.



Figura 3. Procesamiento en laboratorio de las muestras de nutrientes

Determinación de la Clorofila-a (Cl-a)

La Cl-*a* se determinó usando el método propuesto por Richards y Thompson (citado por Strickland y Parsons, 1972) con algunas modificaciones de Creitz y Richards (citado por Strickland y Parsons, 1972). Durante el análisis los filtros se solubilizaron con 10 ml de acetona al 90 % en tubos para centrífuga con tapa de rosca, después se dejaron reposar durante 24 horas en la oscuridad y posteriormente se centrifugaron a 2,500 rpm durante 15 minutos. A continuación, con ayuda de una pipeta Pasteur se llenaron las celdas de cuarzo de 1 cm de paso de luz, y se leyó la absorbancia de cada muestra a las siguientes longitudes de onda: 750, 644, 647, 630 nm, con un espectrofotómetro marca Spectronic modelo Genesys 2. La cuantificación se realizó con la fórmula propuesta por Jeffrey y Humprey (1975):

Cl-a (mg/m³) = (11.85*(Abs₆₆₄-Abs₇₅₀))-(1.54*(Abs₆₄₇-Abs₇₅₀))-(0.08*(Abs₆₃₀-Abs₇₅₀))*V_E/V

Donde: V_E = Volumen del extracto = 10 ml y V = Volumen de muestra filtrado en litros

En la Figura 4 se presentan imágenes relacionadas con el análisis en laboratorio de la clorofila-a.



Figura 4. Procesamiento en laboratorio de las muestras de clorofila a.

Parámetros fisicoquímicos en agua

Carbono orgánico disuelto

Se estimó a partir de la Demanda Bioquímica de Oxígeno, la cual se realizó por el método de incubación en botella de vidrio a temperatura de laboratorio, en la obscuridad durante 5 días (siguiendo la norma Mexicana NMX-AA-028-SCFI-2001 y la técnica de Stirling, 1985). La medición del oxígeno disuelto se determinó con un oxímetro YSI modelo 5000. El resultado obtenido en la DBO se multiplicó con un factor de conversión (0.375) para convertir los mg O₂ a mg C (Stirling, 1985).

Carbono orgánico particulado

Se determinó con el método gravimétrico siguiendo la técnica de Stirling (Stirling, 1985.). Consistió en filtrar la muestra a través de un filtro de microfibra de vidrio, y luego fueron secados y calcinados a 500°C. Se uso 0.644 como factor de conversión.

Nitrógeno orgánico particulado

Se determinó filtrando la muestra de agua y cuantificando el nitrógeno total en el filtro mediante oxidación húmeda con persulfato/NaOH seguida del análisis de nitrato mediante reducción con cadmio y formación de compuesto diazo con sulfanilamida y N-naftil para finalmente cuantificar en espectrofotómetro (Parsons et al, 1984).

Zooplancton y efectos teratogénicos en ictioplancton

Colecta de muestras

El zooplancton e ictioplancton se colectó por duplicado con una red tipo Bongo; esta red tiene la capacidad para colectar dos muestras simultáneamente en la boca de cada red se colocó un flujómetro digital para estimar la cantidad de agua filtrada (Figura 5). Los arrastres fueron superficiales con una duración de 10 minutos en el estrato superficial (Smith y Richardson, 1977; Boltovskoy, 1981; Omori e Ikeda, 1984; Harris *et al.*, 2000) en todas las 80 estaciones de la red de muestreo. Una de las muestras fué fijada en formalina en agua de mar al 10 % y neutralizada con borato de sodio y la otra se preservará en alcohol al 60 %.

Las muestras fijadas en formol fueron utilizadas para determinar la biomasa zooplanctónica, así como los distintos componentes estructurales del zooplancton y las muestras fijas en alcohol, se utilizaron para determinar el ictioplancton y el análisis teratogénico.



Figura 5. Red tipo Bongo, utilizada para la colecta del zooplancton e ictioplancton y registro de lecturas del flujómetro de la red para estimar el agua filtrada en cada muestreo.

Análisis de laboratorio

En el laboratorio a las muestras preservadas en formol se procedió a determinar la productividad secundaria zooplanctónica a través de la técnica de peso húmedo y volumen desplazado, posteriormente la muestra se aforó a un volumen conocido y se extrajeron tres alícuotas de 20 ml para la identificación y contero de los distintos grupos que integran el zooplancton.

La determinación taxonómica y numérica se realizó con la ayuda de microscopios estereoscópicos y de un compuesto (Figura 6). La identificación de los organismos se realizó mediante claves y monografías de cada grupo (e.g. Smith, 1979; Newell y

Newell, 1977; Boltovskoy, 1999). Con la información recabada se elaboraron bases de datos con ayuda del programa Microsoft Excel.



Figura 6. Muestra de zooplancton (Est. A2) y separación, contabilidad e identificación de organismos.

Análisis de laboratorio del ictioplancton y análisis teratogénico

En el laboratorio a las muestras de zooplancton preservadas en alcohol se procedió ha remover y a contar la totalidad de las larvas de peces, posteriormente se identificaron a la categoría de género. La determinación taxonómica se realizó con la ayuda de un microscopio estereoscópico y un compuesto. La identificación de las larvas se realizará mediante claves y monografías de cada familia de peces de la región (e.g. Fahay, 1997; Moser *et al.*, 1984; Richards, 2006).

Finalmente, se examinó cada una de las larvas mayores a 8.0 mm, para identificar la presencia de posibles deformaciones morfológicas como son la desviación de la columna vertebral, la malformación en los huesos craneales y en las aletas doral y anal y estimar un porcentaje de teratológico por familia de peces colectados (Figura 7). Cabe destacar que las larvas en mal estado por obvias razones fueron excluidas. Con la información recabada se elaboró una base de datos con ayuda del programa Microsoft Excel.



Figura 7. Muestra del ictioplancton marino (Est. P76) y reconocimiento visual de larvas de peces para detectar malformaciones en columna, cabeza y aletas (Est. M62).

Comunidad bentónica

El diseño y ejecución de la toma de muestras así como para el proceso de determinación taxonómica se realizó bajo un protocolo de de control de calidad y aseguramiento de muestras de invertebrados bentónicos diseñado para ser utilizado en la sonda de Campeche. Este protocolo se propone como un diseño para manejar, documentar y custodiar la generación de datos que permitan asegurar las acciones de control de la información a lo largo del proceso, desde la toma de muestras hasta el análisis de la información.

Las muestras de sedimento para la obtención de invertebrados bentónicos se colectaron por triplicado en cada estación de muestreo con una draga Smith-McIntyre. Las muestras fueron colocadas de manera individual en envases plásticos debidamente rotulados y fijados con formol al 10%. El 100% de este proceso ha sido exitosamente concluido.

Los macroinvertebrados fueron separados utilizando un tamiz (con abertura de malla de 500 um) y pinzas de relojero, preservándose en etanol al 70%. Posteriormente las muestras fueron lavadas con agua corriente, con la finalidad de eliminar el formol y evitar la deshidratación de los organismos. Colocándolos en recipientes de plástico para su identificación. Una vez lavados los organismos de la macrofauna, se inició con el proceso de separación a grandes grupos bajo un microscopio estereoscópico. Las muestras separadas fueron almacenadas en viales con de plástico debidamente etiquetadas alcohol al 70%.

El proceso de determinación taxonómica hasta el nivel más bajo posible de los organismos bentónicos fue realizado con la ayuda de bases de datos en línea y literatura especializada (e.g Smith 1964, Abele 1986, García-Cubas y Reguero 2007). Las especies determinadas hasta el taxón más bajo posible se almacenaron en viales debidamente etiquetados con la siguiente información, la cual es también capturada en una base de datos taxonómica y numérica:

- 1. ID de muestra
- 2. Fecha
- 3. Estación
- 4. Responsable
- 5. Familia
- 6. Género
- 7. Especie

En el algoritmo BICS ([(6 X % GS) + (2 X % GT)]/100) las especies taxonómicamente determinadas se clasifican de acuerdo a su historia de vida, características ecológicas y preferencias de hábitat en:

Grupo 1: Especies sensitivas (GS): aquellas que responden a cambios en el ambiente, ya sea de origen antropogénico o natural (enriquecimiento por materia orgánica, aumento en contaminantes, metales pesados, cambios en salinidad, temperatura, etc.). Este grupo incluye especies que son sensibles a la perturbación en general. Estas especies corresponde a las estrategias K, con una vida relativamente larga y un lento crecimiento y una alta biomasa (Gray, 1979). También, especies indiferentes a las perturbaciones siempre presentes en bajas densidades con variaciones no significativas con el tiempo son incluidos en este grupo y no pueden ser considerados como tolerantes en ningún grado. Especies que pertenecen a este grupo son asignados con puntuación 1.

Grupo 2. Especies tolerantes (GT): Especies tolerantes a la perturbación o estrés cuyas poblaciones pueden responder al enriquecimiento u otras fuentes de contaminación por un aumento de densidad (ligeras situaciones de desequilibrio) aumentan su abundancia en condiciones adversas, o bien que se mantienen constantes a pesar de cambios en el ambiente. Este grupo también incluye a la segunda orden de especies oportunistas o colonizadores de sucesión tardía con estrategia r: especies con vida corta, rápido crecimiento, temprana madurez sexual, y larvas en todo el año. Especies que pertenecen a este grupo son asignados con puntuación 2.

Grupo 3. Especies oportunistas (GO): este grupo incluyen especies oportunistas de primer orden (marcada situación de desequilibrio), pioneros, colonizadores, o especies tolerantes a la hipoxia. Las especies que pertenecen a este grupo son asignados con puntuación 3.

Los valores del BICS se interpretan de acuerdo a la ponderación basada en 3 estatus ecológicos en función de la calidad del bentos (Figura 8)

BICS	Clasificación del estado del hábitat bentónico	Estatus ecológico
4 ≤BICS< 6	Normal	Bueno
2 ≤BICS< 4	Moderadamente contaminado	Pobre
0 ≤BICS< 2	Altamente contaminad0	Malo

Figura 8. Clasificación del estado del bentos y su relación con el estatus ecológico del hábitat bentónico basado en el Índices BICS.

Comunidad de bacterias

Se tomaron muestras de sedimento en 74 estaciones. Para realizar el trabajo se pesaron en 90 ml de solución de Ringer. Posteriormente en placas de microtest de 24 pocillos se llenaron 3 líneas sucesivas de 5 pocillos con 1, 0.1 y 0.01 mL de la muestra inicial adicionando 2 ml de medio de Bushnell-Hass, 50 µl de Resazurina como indicador y 15 µl de petróleo crudo, como única fuente de carbono. Adicionalmente, se utilizaron dos posillos para los controles negativos en donde se añadió solo la muestra diluida al medio, pero sin ninguna fuente de carbono Las placas se incubaron en oscuridad durante 2 d a 37 °C (Rice y Hemmingsen 1997). Para su identificación, las bacterias fueron cultivadas por segunda vez en medio de Bushnell-Hass y TSA al 2 % de NaCl. Posteriormente se hicieron las pruebas presuntivas características de las colonias según Cowan y Steel (1993) y, por último, se identificaron por el sistema de tiras Mini Api (Biomerieux). Para el conteo de bacterias heterótrofas totales se realizaron diluciones sucesivas (10-2, 10-3, etc.) añadiendo 1ml de la primera dilución a 9 ml de la misma solución ringer. Posteriormente se procedió a sembrar por duplicado cada dilución realizada en medios de agar (0.1 ml) de R2A.

En el caso de agua, se tomaron muestras en 80 estaciones. Para su estudio de cada muestra se tomaron 5 ml de agua y se diluyeron en 45 ml de solución de Ringer y De esta solución se realizaron diluciones: 1, 0.1 y 0.01 ml y se sembraron en tubos de cultivo adicionado con medio de Bushnell-Hass (5ml), Resazurina (100 µl) y 30µl de petróleo puro como fuente de carbono. Los tubos se incubaron en la oscuridad durante 2 días a 37 °C, posteriormente las bacterias fueron identificadas siguiendo el mismo procedimeitno que en muestras de sedimento. Para el conteo de bacterias heterótrofas se utilizo el mismo procedimiento mencionado para las muestras de sedimento utilizando diluciones de la solución inicial. Transcurrido este tiempo, se contaron las colonias formadas y se multiplicaron por el factor de dilución.

Contaminantes en sedimentos

Hidrocarburos en sedimentos

Una submuestra de 20 g de sedimento liofilizado se extrajo con cloruro de metileno en aparatos soxhlet durante 12 horas. La muestra se evaporó y concentró para posteriormente ser purificada por una cromatografía en columna con sílica gel activa. Se usó hexano para eluir los hidrocarburos alifáticos y una mezcla 50 % benceno y hexano (v/v) para eluir los PAHs. Con la mezcla de estas dos fracciónes se determinó la UCM y los hidrocarburos totales del petróleo.

El análisis de los n-alcanos, UCM e hidrocarburos del petróleo totales se llevó a cabo en un cromatógrafo Hewlett-Packard (HP) 5890 equipado con un detector de ionización de flama (FID). El análisis de los PAHs se llevó acabo en un GC- MS Clarus 500 Perkin Elmer.

Antes del análisis de los n-alcanos, UCM e hidrocarburos del petróleo, se calibró el cromatógrafo usando soluciones de estándares las cuales estuvieron compuestas de nalcanos de C_{10} al C_{40} pristano y fitano. Se realizó una curva de calibración de cinco puntos para demostrar el rango lineal del análisis. La cuantificación de los PAHs se llevó a cabo utilizando para su identificación el pico base correspondiente y su ión calificador.

Marcadores moleculares en sedimentos

Se propone realizó la caracterización de los marcadores moleculares del petróleo tanto en muestras de crudo como en sedimento de cada estación de muestreo. A través de la caracterización de los marcadores moleculares de cada muestra fue posible determinar si los residuos de crudo encontrados en la zona de estudio provinieron del pozo accidentado o no. Para analizar los marcadores moleculares del crudo se requerieron muestras de crudo proveniente del pozo *Deepwater Horizon* y de los principales tipos de crudo producido por PEMEX. La metodología de la caracterización de los marcadores moleculares del crudo y de los sedimentos se describe a continuación.

Extracción - Las muestras de crudo proveniente del pozo *Deepwater Horizon* y de los diferentes tipos de crudo producido por PEMEX y de sedimentos del área de estudio se extrajeron con cloruro de metileno mediante equipos soxhlet durante 12 horas, concentrándose el extracto para proceder a la purificación y la separación por cromatografía en columna.

Cromatografía en Columna - La columna se empacó en seco con sílica gel activa y se coronó con sulfato de sodio anhidro. Una vez que la muestra se transfirió a la columna se utilizó hexano para eluir los isoprenoides, triterpanos y esteranos y una mezcla 50% benceno y hexano (v/v) para eluir los PAHs alquilados, PASHs y PASHs alquilados.

Cromatografía de gases y cuantificación - El análisis de los PAHs, PASHs se llevó acabo en un GC- MS Clarus 500 Perkin Elmer. El MSD se operó en modo de scanner para obtener los datos espectrales para la identificación de los compuestos y en modo de monitoreo de ion selecto (SIM) para la cuantificación de los compuestos de interés. Para la identificación de los PAHs alquilados, benzotiofenos, benzotiofenos alquilados, dibenzotiofenos y dibenzotiofenos alquilados se utilizaron el pico base correspondiente y su ión calificador. Los iones que se monitorearon para la identificación son: 128, 142, 156, 170, y 184 para los naftalenos alquilados; 178, 192, 206, 220 y 234 para la serie de los fenantrenos; 134, 148, 162 y 176 para el benzotiofeno y sus alquilados 184, 198, 212 y 226 para los dibenzotiofenos y sus alquilados; 166,180, 194 y 208 para los fluorenos alquilados; 228, 242, 256 y 270 para el criseno y crisenos alquilados.

Los hopanos (terpanos tricíclicos, tetracíclicos y pentacíclicos) fueron identificados monitoreando el ion 191; los esteranos (esteranos, diasteranos, colestanos, ergostanos
y estigmastanos) fueron identificados monitoreando los iones 217 y 218. Los esteranos monoaromáticos se monitorearon con el ion 253, los triaromáticos con el ion 231.

Metales pesados en sedimentos

Los metales analizados son aquellos que se relacionan con la presencia de hidrocarburos, Bario, Níquel y Vanadio. La extracción de los metales pesados en sedimentos se realizó por una digestión con ácido clorhídrico diluido al 10% y se determinó la concentración de cada metal mediante el uso de un espectrofotómetro de absorción atómica Perkin-Elmar SIMAA 6000, equipado con vaporización electrotérmica.

Contaminantes en peces

Hidrocarburos en peces

La determinación de hidrocarburos en peces se llevó a cabo por las técnicas establecidas por la IOC - UNESCO (1981) a fin de que los resultados fueran comparables con otros estudios nacionales e internacionales.

Una submuestra de 1 g de tejido de peces fue extraída con 200 ml de hexano en soxhlets durante 8 horas, posteriormente, el hexano se evaporó y la muestra se purificó por una cromatografía en columna con alúmina y gel de sílice parcialmente desactivados. Las fracciones fueron analizadas por cromatografía de gases utilizando detector de ionización de llama.

Metabolitos en bilis de peces

Al momento de extraer los hígados de los peces se colectaron las muestras de bilis mediante una jeringa hipodérmica, se colocaron en viales Eppendorf, y se congelaron inmediatamente en nitrógeno líquido hasta su análisis.

Una vez en el laboratorio las bilis se diluyeron en una solución agua/etanol (48/52 vol/vol), y las concentraciones de metabolitos se determinaron por fluorescencia sincrónica, manteniendo una diferencia constante entre los haces de excitación y emisión de 35 nm, usando como estándares el 1-OH-naftaleno (1-naftol), 1-OH-pireno, 1-OH-fenantreno y 1-OH-benzo(a)pireno disueltos en la misma mezcla de agua/metanol (Ariese *et al.*, 1993), para lo cual se usó un espectrofluorómetro Shimadzu RF-5301PC.

Metales pesados en peces

Los análisis de los metales pesados en tejido de peces, se realizaron mediante una digestión con ácido nítrico concentrado por 24 horas, posteriormente las muestras se

calentaron ligeramente para finalizar la digestión con perhidrol. Las muestras se aforaron con agua desionizada para posteriormente determinar la concentración de cada metal en un espectrofotómetro de absorción atómica Perkin-Elmar SIMAA 6000, equipado con vaporización electrotérmica.

Biomarcadores en peces

Colecta de organismos

Se colectaron en total 45 lenguados (*Scyacium gunteri*) en 15 estaciones seleccionadas previamente. La identificación exacta de estas especies fue realizada en el laboratorio de necton del CINVESTAV-IPN. Las estaciones de muestreo donde se colectaron los lenguados *Scyacium gunteri* son detalladas en la tabla 1.

Una vez colectados los organismos, éstos fueron medidos, pesados y disectados, en donde se les extrajo el hígado, el riñón y el bazo. Posteriormente, el hígado fue seccionado en tres fracciones, las dos primeras fueron colocadas en tubos eppendorff para los diferentes análisis químicos, bioquímicos y moleculares y la tercera fracción fue fijada en solución de formalina al 10% en buffer de fosfato de sodio para los análisis histológicos. Para el caso de efectos toxicológicos en peces, los hígados fueron conservados en nitrógeno líquido a -110 °C.

No estación	Clave	Profundidad	Latitud N	Longitud W	
No.		(m)	(°´ ¨)	(°´ ¨)	
2	A2	50	20° 46.621	92° 05.235	
3	A3	100	20° 46.621	92° 26.347	
4	A4	150	20° 46.621	92° 27.017	
5	A5	200	20° 46.621	92° 27.617	
6	B6	15	20° 57.343	90° 42.637	
7	B7	50	21° 11.146	91° 55.897	
8	B8	100	21° 16.461	92° 24.013	
9	В9	150	21° 16.894	92° 26.300	
10	B10	200	21° 17.299	92° 28.441	
71	071	15	21° 46.944	87° 05.388	
72	072	50	22° 12.193	86° 50.170	
73	073	100	22° 15.175	86° 48.362	
74	074	150	22° 18.393	86° 46.435	
75	075	200	22° 20.221	86° 45.334	
77	P77	50	21° 53.264	86° 35.465	

Cuadro 1. Lista de estaciones y coordenadas del sitio de muestreo

Efectos toxicológicos en peces

Determinación de Biomarcadores de efecto - Una vez seleccionados los lenguados, se procedió a determinar individualmente la expresión del gen del Citocromo P4501A (CYP1A), de la Vitelogenina (VTG), la Catalasa (CAT), la Glutatión S Transferasa (GST) y la Concentración de Proteínas Totales. La determinación de la expresión de genes fue llevada a cabo mediante la técnica de RT-PCR utilizando primers específicos para cada especie de pez y parta cada gen evaluado. La actividad enzimática EROD fue determinada mediante un espectrofluorómetro monitoreando la formación de la resorufina en el tiempo.

Extracción y Evaluación del mRNA CYP1A

El RNA total fue extraído con Trizol (Gibco-Invitrogen) y tratado con DNAsal (Promega). La síntesis de cDNA se llevó a cabo a 45 °C con la enzima transcriptasa reversa ImpromII (Promega) en presencia de CYP1A primers específicos. Los oligos de PCR específicos para el CYP1A ya fueron diseñados partiendo de las secuencias de GenBank del CYP1A de otros peces. La reacción en cadena de la polimerasa (PCR) se llevó a cabo con 1 µL de cDNA en reacciones de 12.5 µL conteniendo MgCl2 (Promega), dNTPs (Promega), oligos para CYP1A y Taq polimerasa (Promega). Las condiciones iniciales de PCR fueron: un ciclo de 94 °C por 2 min, seguido de 30 ciclos de 94 °C 1 min, 60 °C 1 min y 72 °C 1 min, y finalmente 72 °C 5 min. El número de ciclos y condiciones de PCR se ajustaron si fue necesario. Los productos de PCR fueron separados en un gel de agarosa al 2% teñido con bromuro de etidio y visualizados con luz UV utilizando un fotodocumentador de geles UVP.

Determinación del mRNA CYP1A por medio de la técnica de PCR

Para llevar a cabo los análisis de RT-PCR, fue necesario sintetizar el cDNA usando 2 µg de RNA total y 200 U MMLV de la transcriptasa reversa. Posteriormente, las reacciones de PCR fueron llevadas a cabo usando 3 µL de cDNA (~8 µg), 10 mM Tris-HCI (pH 8.3), 50 mM KCI, 1.5 mM MgCl2, 0.1 % gelatina, 80 µM de cada nucleótido (dATP, dGTP, dTTP), 20 pmol de cada oligonucleótido y 2.5 U de la Taq-polimerasa (Gibco, BRL-Life Technologies, Rockville, MD). La amplificación del mRNA CYP1A se realizó en un termociclador con el programa siguiente: 35 ciclos de 95 °C, 1 min; 52.1 °C, 1 min; 72 °C, 1 min. Los productos resultantes del PCR fueron analizados por electroforesis en un gel de agarosa al 1 % y fueron cuantificados por medio de un programa de digitalización de imágenes (Kodak Digital Science EDAS 120 System Densitometer (Eastman Kodak, Co., Rochester, NY).

Determinación del Gen de la Vitelogenina (VTG) por medio de la técnica de PCR.

Una vez extraído el mRNA de los peces (ver sección extracción del mRNA), el gen de la vitelogenina fue evaluado por medio de la técnica de RT-PCR, en la cual se sintetizarán

oligonucleótidos (*primers*) iniciadores específicos para la VTG de los. Una vez diseñados los primers, éstos fueron utilizados para amplificar el gen de la VTG. Para llevar a cabo los análisis de RT-PCR, fue necesario sintetizar el cDNA usando 2 µg de RNA total y 200 U MMLV de la transcriptasa reversa.

Determinación del Gen de la Catalasa (CAT)

La expresión de la Catalasa se determinó en el hígado de los lenguados de acuerdo con la técnica de RT-PCR. Al igual que con los genes anteriormente descritos, el mRNA CAT extraído de los fue convertido a cDNA para posteriormente por medio de los primers específicos para la CAT (sintetizados en el laboratorio de Toxicología Acuática) fueron utilizados para amplificar el gen de la CAT. Para llevar a cabo los análisis de RT-PCR, fue necesario sintetizar el cDNA usando 2 µg de RNA total y 200 U MMLV de la transcriptasa reversa.

Determinación del mRNA GST por medio de la técnica de RT-PCR

Para llevar a cabo los análisis de RT-PCR, fue necesario sintetizar el cDNA el RNA total y la transcriptasa reversa. Posteriormente, las reacciones de PCR fueron llevadas a cabo usando 3 µL de cDNA, 20 pmol de cada oligonucleótido y 2.5 U de la Taq-polimerasa (Gibco, BRL-Life Technologies, Rockville, MD). La amplificación del mRNA GST se realizó en un termociclador con el programa siguiente: 35 ciclos de 95 °C, 1 min; 52.1 °C, 1 min; 72 °C, 1 min. Los productos resultantes del PCR fueron analizados por electroforesis en un gel de agarosa al 1 % y fueron cuantificados por medio de un programa de digitalización de imágenes.

Preparación de Microsomas

Para la determinación de las actividades enzimáticas en el hígado de los peces, fue indispensable la obtención de microsomas en cada organismo individual. La obtención de los microsomas se llevó a cabo por la técnica propuesta por Mayer et al. (1990), en la que los diferentes componentes celulares fueron obtenidos por centrifugación diferencial a una temperatura de 4 °C. Para la preparación de éstos, los hígados fueron lavados con una solución amortiguadora Tris-HCI 20 mM, KCI 150 mM y EDTA-Na2, pH 7.6. Posteriormente, éstos fueron pesados y homogeneizados y la suspensión fue transferida a tubos de policarbonato donde se centrifugaron a 9,000 rpm durante 25 min a una temperatura de 4 °C. El sobrenadante se transfirió a otros tubos de policarbonato en la cuales las muestras fueron nuevamente centrifugadas a 35,000 rpm por 1 h a 4 °C en una ultracentrífuga refrigerada. La pastilla obtenida fue nuevamente resuspendida y homogeneizada en solución amortiguadora y centrifugada a 35,000 rpm por 1 h a 4 °C. La pastilla obtenida fue resuspendida en una solución Tris-HCI 20 mM, KCI 150 mM

y MgCl 2 3 mM, glicerol al 15%, pH 7.6. Posteriormente esta solución fue fraccionada en alícuotas y almacenada en tubos Eppendorf a una temperatura de - 80 °C.

Actividad Enzimática de la Ethoxiresorufin-O-Deetilasa (EROD, CYP1A)

Fue medida de acuerdo con el método descrito por Burke et al. (1974), en el cual la 7ethoxresorufina fue transformada por el CYP en resorufina. En esta técnica se mide el incremento de la fluorescencia por la resorufina formada en el tiempo. La técnica consiste en poner en una celda fotométrica 1910 µL de solución amortiguadora Tris-HCI 50 mM, Mg2Cl3 25 mM, pH 7.6, 40 µL de 7-ethoxyresorufin y 30 µL de suspensión microsomal. La mezcla fue incubada por 3 min a 37 °C y posteriormente se inició la reacción con la adición del NADPH 50 mM. La producción de la resorufina fue monitoreada a una longitud de onda de 585 nm de excitación y a 530 nm de emisión con amplitud de rendija o banda de 5 nm por monocromador. El incremento de la resorufina fue medido mediante un espectrofluorómetro Perkin-Elmer LS 50B (Perkin-Elmer Ltd., Beaconsfield, Buckinhamshire, Inglaterra). Las concentraciones finales fueron calculadas mediante una curva de calibración con una solución estándar de resorufina (0, 5, 10, 15, y 50 pmol/mL). En el caso de que la intensidad de la fluorescencia hubiera sido muy elevada, se procedió a diluir la muestra; por el contrario, si la actividad fue muy baja, se incrementó el volumen de la suspensión microsomal, ajustando éste a 2 mL con la solución amortiguadora.

Proteína Total

La proteína total fue cuantificada de acuerdo con la técnica propuesta por Lowry (1954), la cual se basa en un complejo colorido formado entre el CU_2 + reactivo de fenol y los aminoácidos aromáticos tirosina y triptofano de las proteínas. Las muestras fueron leídas en un espectrofotómetro modelo Lambda 2S (Perkin Elmer, Norwalk, CT), a una longitud de onda de 750 nm. La concentración final se calculó mediante una curva de calibración en la que se usa albúmina sérica bovina (ABS) como estándar.

Una vez que los peces fueron transportados al laboratorio de Ecotoxicología Acuática del CINVESTAV-IPN, se iniciaron los análisis para evaluar la expresión del gen del CYP1A en el hígado de los bagres *Ariopsis felis* y de los lenguados *Scyacium gunteri*, y para ello fue necesario extraer individualmente el RNA total de todas las muestras de hígados de los peces colectados (Figura 9).



Figura 9. Proceso de extracción de RNA total de hígado de lenguados *Scyacium gunteri* y electroforesis en geles de agarosa teñido al 1 %

La extracción del RNA total fue llevada a cabo mediante la técnica de Trizol (Gibco-Invitrogen) y fue digerido con DNAsal (Promega). Posteriormente, se visualizó la integridad del RNA total en un gel de agarosa al 1 %, y la cuantificación de la concentración total de RNA fue realizada mediante un espectrofotómetro. Es importante señalar que uno de los pasos críticos para poder evaluar la expresión diferencial de los genes, es la evaluación de la integridad del mRNA. En este estudio la integridad del RNA total en todas las muestras de hígado de los bagres y lenguados colectados fue evaluada individualmente.

En la Figura 10, se muestran geles representativos de la integridad del RNA, en donde se visualizan en cada carril dos fragmentos, equivalentes a las dos subunidades del RNA. La presencia de estas dos subunidades confirmó la calidad del RNA, para así poder continuar con el análisis de la expresión de genes.



Figura 10. RNA total de hígado lenguados *Scyacium gunteri* en geles de agarosa al 1 % teñidos con bromuro de etidio. Marcador molecular de 1 kb. 3 µL de muestra en cada carril.

Una vez que fue evaluada la integridad y la concentración de RNA total, se procedió a sintetizar la cadena complementaria del RNA (cDNA) y para ello fue necesario sintetizar este cDNA por medio de la técnica de RT-PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa), utilizando para esta reacción a la enzima Transcriptasa Reversa. Para poder confirmar que la síntesis del cDNA fue realizada debidamente, se efectuó la amplificación de un gen constitutivo (β -actina) ó (18S) que fueron utilizados en todas las reacciones de PCR, como control interno. En la Figura 11, se muestra un gel representativo de la expresión del gen de la β Actina y del 18 S en hígados de peces *Scyacium gunteri* colectados en la zona de estudio, lo que confirmó la síntesis del cDNA.





Programa de Control de Calidad

La finalidad Programa de Control de Calidad del laboratorio de Toxicología Acuática es generar y documentar información relacionada sobre los efectos de los contaminantes en los organismos acuáticos. Para lograr este objetivo, es de vital importancia que la calidad de esa información generada tenga el nivel apropiado de la calidad previamente establecida. Un programa de garantía de la calidad (GC) debidamente elaborado y aplicado está en condiciones de ofrecer pruebas tangibles y detalladas de la confianza que cabe tener en los datos de un determinado tipo procedentes de un determinado laboratorio, e incluso puede servir de base para verificar ciertos resultados analíticos.

Durante este estudio se realizaron diferentes controles internos que nos garantizan los resultados obtenidos. Dentro de los controles utilizados en este estudio podemos considerar los siguientes:

- a) Control de limpieza: La responsabilidad de las operaciones de limpieza del laboratorio y del mantenimiento de la limpieza de refrigeradores, ultracongeladores y equipos fueron definidas claramente antes de iniciar el proyecto. Todos los meses se llevó un inventario de los reactivos, fechas de caducidad, y preparación de solventes.
- b) Control de Ambiente: Es importante señalar que antes de iniciar todos los análisis se limpiaron y calibraron todos los equipos de aire acondicionado con la finalidad de mantener la temperatura homogénea durante los análisis. Si bien es difícil en las ciudades muy cálidas la temperatura oscila entre un día y el otro, se estableció, mantener los equipos de aire acondicionado a 24 °C con una humedad del 25%. Así mismo se decidió realizar todas las extracciones durante las mañanas.
- c) Control de Campo: Consistió en manipular todo el equipo y materiales utilizados en el campo y posterior analizarlos para poder observar si hubo alguna contaminación.
- d) Control de Almacenamiento: Una vez que colectamos las muestras, estás fueron analizadas inmediatamente y posteriormente se seleccionó una muestra al azar y se le dio un seguimiento en diferentes meses para saber su grado de degradación o posible contaminación en los refrigeradores.
- e) Controles Internos de Laboratorio (negativos y positivos): Para poder emitir un juicio válido sobre la coherencia de los resultados analíticos, es necesario un punto de referencia. En todos los lotes de análisis se incluyeron controles positivos (concentración conocida), así como blancos de reactivos con la finalidad de comprobar contaminación en los reactivos y materiales analizados. En la sección de los resultados se incluyen algunos geles representativos, conteniendo estos controles
- f) Cadenas de Custodia: Antes de iniciar el muestreo, se diseñó una bitácora de campo en donde se anotó la información relacionada al trabajo en el crucero y posteriormente, al recibir el material en el laboratorio, fue validado por el responsable y el coordinador del programa del control de calidad.
- g) Materiales de Referencia: Dado que no existe un material de referencia para los genes determinados, se homogeneizó un lote d muestras previamente analizadas de diferentes cruceros realizados y se utilizó como material de referencia. Este mismo fue enviado a laboratorios del CINVESTAV-IPN y CICY para comprobar sus resultados.

Histopatología en peces

Primero se realizó un examen externo de los peces colectados; se documento cualquier daño macroscópico. En seguida se procedió a su disección con la finalidad de poder observar con mayor detalle los órganos internos. En este sentido se observó las branquias, hígado, riñón y bazo. Finalmente se fijó una porción de cada tejido en una solución de formol tamponado al 10%.

Para realizar el estudio histológico los tejidos fueron deshidratados en un procesador automático (Histokinette), embebidos en parafina, los tejidos se cortaron en un micrótomo rotatorio con un grosor de 5 μ m. Los cortes fueron teñidos con Hematoxilina & Eosina, para finalmente realizar las observaciones con la ayuda de un microscopio compuesto.

MÉTODOS DE ANÁLISIS

Calidad de agua

El análisis descriptivo se realizó excluyendo los resultados de los estándares y blancos y tomando como valor el promedio de los duplicados. Los cálculos de los mínimos, máximos promedios y desviación estándar se realizaron en el paquete estadístico InfoStat.

Los datos fueron analizados de acuerdo al diseño de muestreo, el cual consistió en transectos paralelos a la costa de acorde a la profundidad de la columna de agua. Debido a la naturaleza somera de la plataforma continental, la profundidad no está en proporción con la distancia a la costa, se referirá como las distancias para alcanzar las isóbatas de los 15, 50, 100, 150 y 200 m de profundidad.

La representación espacial de los datos se realizó en el programa Surfer 8, tilizando el método de "krigging" para generar los contornos.

Con el objeto de analizar bajo diferentes criterios los datos hidrológicos y estado trófico, la información se agrupo en primera instancia en dos formas: 1) de acuerdo a la designación de los transectos (Figura 12) (transecto A localizado al este de la costa norte de la Península de Yucatán, hasta el transecto P que corresponde a la punta este donde se encuentra la zona de Cabo Catoche); 2) de acuerdo a la distancia a la costa o a un aspecto oceanográfico relevante como la surgencia de Cabo Catoche (SCC), por lo que en este caso se tienen 3 zonas: oceánica, costera y de surgencia. Estos análisis exploratorios de cajas y bigotes se realizaron en el programa estadístico R V.2.13.1 en donde también se corrió la prueba de Kruskal-Wallis para identificar diferencias significativas. Posteriormente se realizaron análisis no paramétricos NMDS y las pruebas de ANOSIM para identificar diferencias significativas con en el paquete estadístico PRIMER V6.



Figura 12. Zona de estudio del Crucero INE 2010 en el norte de la Península de Yucatán, mostrando los transectos y las zonas que fueron usadas para al análisis de datos en esta sección. En rojo los transectos correspondientes a las letras A-P. Se indican las zonas en rojo la zona oceánica, en verde la zona costera y en azul la zona de SCC.

Zooplancton y efectos teratogénicos en ictioplancton

Primeramente se detectó la probable existencia de diferencias significativas entre sitios de muestreo (biomasa zooplanctónica y abundancia del zooplancton), lo anterior fue a través de ANOVAs. Posteriormente, se emplearon métodos multidimencionales para identificar grupos (estaciones) con características ecológicas similares. Para evaluar los cambios espaciales se estimaron los diferentes descriptores comunitarios como son riqueza (S'), diversidad (H'), equidad (J') y dominancia (IVI) (Krebs, 1998; McCune y Grace, 2002).

Estos descriptores fueron representados en gráficos de distribución continua con la finalidad de identificar zonas de mayor biomasa y concentración de zooplancton, lo anterior con la utilización del programa SURFER (Golden Software, 2002).

Finalmente, para explorar las relaciones de los grupos dominantes del zooplancton y los contaminantes en agua se realizó un Análisis de Correspondencia Canónica (Ataide y Bozelli, 1998; Ter Braak y Verdonschot, 1995). Los resultados obtenidos fueron comparados con resultados de referencia obtenidos previamente con el fin de delimitar y discutir los resultados que se deriven del presente estudio.

Con los datos de abundancia del ictioplancton primeramente se detectó la probable existencia de diferencias significativas entre sitios de muestreo, lo anterior fue a través de aplicación de un ANOVA. Posteriormente, se emplearon métodos multidimencionales para identificar grupos (estaciones) con características ecológicas similares. Para evaluar los cambios espaciales se estimaron los diferentes descriptores comunitarios del ictioplancton como son riqueza (*S*'), diversidad (*H*'), equidad (*J*') y dominancia (Krebs, 1998; McCune y Grace, 2002).

Estos descriptores fueron representados en gráficos de distribución continua con la finalidad de identificar zonas de mayor concentración y diversidad de larvas de peces, así como de las principales deformaciones en ellas.

Finalmente, para explorar las relaciones de los géneros dominantes del ictioplancton y los principales contaminantes en agua se realizó un Análisis de Correspondencia Canónica (Rakocinski et al., 1996; Ter Braak y Verdonschot, 1995), asimismo se elaboró un cuadro comparativo de las familias de peces y las deformaciones más recurrentes. Los resultados obtenidos fueron comparados con otros resultados previamente obtenidos.

Comunidad bentónica

La Riqueza, abundancia, diversidad (H[']) y equidad (J[']) fueron los descriptores de la comunidad empleados en el análisis numérico de los datos. El análisis no paramétrico de Kruskal Wallis fue empleado para comparar la información. Adicionalmente el análisis de redundancia canónica (RDA) fue utilizado para determinar la posible asociación estadística entre los parámetros de la comunidad y la información sobre la parámetros de la calidad de agua y la presencia de contaminantes orgánicos en cada uno de los puntos de muestreo.Previo al análisis RDA los datos fueron transformados empleando los valores de distancia de Hellinger (Legendre y Gellagher 2001). En este análisis la profundidad fue empleado como la covariable debido a que en el análisis de Kruskall Wallis se observó una fuerte influencia de la profundidad sobre los parámetros de la comunidad. La prueba de permutación de Montecarlo (9999) fue utilizada para determinar la significancia de los ejes canónicos. La significancia de todos los análisis fue establecido a un α = 0.05.

Comunidad de bacterias

En cada caso, se sacaron promedios de los conteos por triplicado para bacterias heterótrofas totales y para bacterias hidrocarbonoclásticas los resultados fueron obtenidos de las tablas de cálculo para el número más probable. Para cada muestra de agua y sedimento se calculo el índice de actividad de bacterias degradadoras de hidrocarburos según (Lizarraga.Partida et al 1982) que se asocia al grado de impacto por la presencia de hidrocarburos y que está representado por la proporción expresada en porcentaje de la presencia de bacterias hidrocarbonoclásticas (HID, degradadoras de petróleo) con respecto a las heterótrofas (HET), estableciéndose que proporciones menores a 1% representan zonas no impactadas; entre 1 y 6

% zonas de bajo impacto, entre 6 y 50% zonas de alto impacto y mayores a 50% extremadamente impactadas.

Los resultados del índice HID/HET se analizaron por medio pe pruebas estadísticas no paramétricas en busca de diferencias respecto a las concentraciones de hidrocarburos respecto a la profundidad. Adicionalmente se buscaron asociaciones entre el índice HID/HET con ayuda del programa SADIE (Perry and Dixon, 2002) por estación.

Contaminantes en peces

Debido a que el fondo rocoso de la zona dañaba las redes e impedía su uso, solo se pudieron recolectar muestras de peces en algunas estaciones. Las estaciones de muestreo donde se pudieron recolectar peces se agrupan en los extremos este y oeste de la zona de estudio, por lo que el análisis se realizará comparando estas dos zonas, ya que no es posible hacer mapas de distribución interpolando los resultados.

Histopatología en peces

Para cada pez se reporto la presencia (1) o ausencia (0) de los daños encontrados para posteriormente calcular el porcentaje (prevalencia) de cada daño en particular por estación y el porcentaje total de daños por estación.

Para identificar probables asociaciones entre el porcentaje de daños encontrados en peces y los contaminantes, los datos se analizaron mediante una regresión logística de acuerdo con Sokal y Rholf (1997). Así mismo, para determinar potenciales asociaciones espaciales a nivel de toda el área de muestro o por estación entre los daños observados y las concentraciones de los diferentes contaminantes los resultados se analizaron por medio del programa SADIE (Perry and Dixon, 2002), utilizando la suma de los eigenvalores de las variables que explican el mayor porcentaje de varianza en los dos primeros ejes canónicos de un análisis de ordenación canónica.

RESULTADOS

CALIDAD DE AGUA

Análisis descriptivo

La concentración de clorofila a fue baja en general, presentándose en el intervalo de 0.04-2.66 mg m⁻³, con media de 0.41 mg m⁻³. El valor más bajo (0.04 mg m⁻³) se presentó en la estación E23 y el más alto (2.66 mg m⁻³) en la P80 (Figura 13). La concentración de nitratos varió entre 0.05 µmol l⁻¹ y 3.9 µmol l⁻¹ con una media de 0.71 µmol l⁻¹ (Cuadro 2). Bajas concentraciones (0.05 µmol l⁻¹) se registraron en las estaciones A3, C12, D16, D17, E23, E24, E25, F26, F29, F30, J48, J49, K52 v N66, mientras que en la H40 y D20 las concentraciones fueron mayores a 3 µmol l⁻¹ (Figura 14a). El intervalo para la concentración de nitrito fue de 0.01 a 1.04 µmol l⁻¹, con media de 0.16 µmol l⁻¹. Las bajas concentraciones (0.01 µmol l⁻¹) se localizaron en las estaciones A5, D18, E24 y J47, mientras que la más alta (1.04 µmol l⁻¹) en la N68 El amonio presentó una alta variación al igual que el silicato con (Figura 14b). intervalos entre 0.1-3.11 µmol l⁻¹ y 0.47-16.38 µmol l⁻¹, así como medias de 0.55 y 4.96 μ mol l⁻¹ respectivamente. El amonio presentó valores bajos (0.1 μ mol l⁻¹) en las estaciones A5, B8, C11, C12, C13, D16, D18, D19, E23, E24, F26, G32, I43, J50, K52, L56, M63, M64, N68, N70, O74, P77 y P79; la más alta concentración (3.11 µmol l⁻¹), se registró en la estación K54 (Figura 14c). Para el silicato el valor más bajo (0.47 µmol l⁻¹) se registró en la estación G35 y el más alto (16.38 µmol l⁻¹) en la estación D19 (Figura 15b). En cuanto al fosfato, el intervalo para el área de estudio fue de 0.03-0.69 umol l⁻¹ con media de 0.29 µmol l⁻¹, los valores más bajos (0.03 µmol l⁻¹) se registraron en las estaciones G33, H38 y L60, mientras que los más altos (0.69 µmol l⁻¹) en la H36 (Figura 15a). El resumen de la estadística descriptiva se presenta en el Cuadro 2.

-						
	Cl-a	NO ₃	NO ₂	NH_4	PO ₄	SiO ₄
	mg m⁻³	µmol L ⁻¹	µmol L⁻¹	µmol L ⁻¹	µmol L ⁻¹	µmol L⁻¹
n	80	79	79	79	79	79
Mín	0.04	0.05	0.01	0.1	0.03	0.47
Máx	2.66	3.9	1.04	3.11	0.69	16.38
Media	0.41	0.71	0.16	0.55	0.29	4.96
D.E.	0.52	0.83	0.17	0.68	0.16	2.98

Cuadro 2. Estadística descriptiva para los datos en general.



Figura 13. Distribución espacial de los valores de concentración para clorofila-a.



Figura 14. Distribución espacial de los valores de nutrientes inorgánicos disueltos a) Nitrato b) Nitrito y c) Amonio.

Se realizaron comparaciones correspondientes a las distancias con respecto a la costa de las isóbatas de 15, 50, 100, 150 y 200 m. Para la clorofila-*a*, las concentraciones más bajas (0.3 mg m⁻³) respecto a la media se presentaron en la distancia de la costa donde está la isobata de 50 m, mientras que las mayores (0.71 mg m⁻³) se registraron en las estaciones próximas a la costa a la distancia donde se localiza la isóbata de 15 m (Figura 16). Las estaciones costeras presentaron mayor variación en su concentración de clorofila-*a* con respecto a las estaciones oceánicas de mayor profundidad. Se identificaron dos picos de biomasa fitoplanctónica en esta región del Golfo de México, uno frente al área comprendida entre Telchac y Dzilam (Figura 16), y otro en el área limítrofe entre Caribe y Golfo de México en el área de la surgencia de

Cabo Catoche. Espacialmente se identificó que los valores incrementaron gradualmente en la zona de mezcla de las aguas del Golfo de México y las del Caribe, hasta alcanzar los valores más altos en las aguas próximas a la surgencia de Cabo Catoche, donde los valores de las estaciones costeras y oceánicas están dentro del mismo intervalo (Figura 16). Las estaciones localizadas a mayor distancia de la costa presentaron un patrón general de bajas concentraciones de clorofila *a* (<1.5 mg m⁻³), la cual incrementó gradualmente a valores mayores de 1 mg m⁻³ al aproximarse a las aguas del Caribe cercanas a la zona de surgencia (Figura 16).



Figura 15. Distribución espacial de los valores de nutrientes inorgánicos disueltos a) Fosfato y b) Silicato.



Figura 16. Variación de las concentraciones de clorofila-a en función de la distancia a la costa y profundidad total de la columna de agua. En la leyenda se hace referencia a las distancias de las estaciones con respecto a las isóbatas de 15, 50, 100, 150 y 200m.

En cuanto a los nutrientes, para el nitrato (NO₃) se documentaron los valores más bajos (0.43 ±0.39 µmol Γ^1) en las estaciones costeras a la distancia donde se alcanzó la isóbata de 15m, mientras que las mayores (1.15 ±1.25 µmol Γ^1) se observaron a la distancia donde se presentó la isóbata de 200m (Figura 17a). Para el nitrito la más baja (0.12 ±0.09 µmol Γ^1) concentración se registró a la distancia de la isóbata de 50 m y las más altas en 15 m (0.21±0.2 µmol Γ^1) y 150 m (0.21±0.16 µmol Γ^1) (Figura 17b). La concentración de amonio más baja (0.29 ±0.43 µmol Γ^1) registrada se presentó a la distancia de la isobata de 100m, y la más alta (0.65±0.63 µmol Γ^1) en la de 200m (Figura 17c). Para el fosfato, la concentración más baja (0.25 ±0.14 µmol Γ^1) se registró a la distancia donde se está la isobata de 100m y la más alta (0.38 ±0.16 µmol Γ^1) en la de 15m (Figura 18a). Finalmente, el silicato fue más bajo (4.11 ±2.54 µmol Γ^1) en las estaciones costeras ubicadas a la distancia donde se presentó la isóbata de 50m, mientras que las más altas (5.82±4.04 µmol Γ^1) en la distancia de la isóbata de 150m (Figura 18b). Los resultados de la estadística descriptiva por transecto pueden ser consultados en el Cuadro 3.

Prof*	Res	CI-a mg m ⁻³	NO3	NO ₂	NH_4	PO ₄	SiO ₄
			µmol l-1	µmol l-1	µmol L-1	µmol l-1	µmol l-1
Bco de Viaje	9	0.0397	0.06	0.06	0.14	0.04	1.45
15m	n	16	15	15	15	15	15
	Mín	0.31	0.05	0.07	0.1	0.15	2.03
	Máx	1.65	1.31	0.79	2	0.69	8.41
	Media	0.71	0.43	0.21	0.54	0.38	4.67
	D.E.	0.43	0.39	0.2	0.63	0.16	2.06
50m	n	16	16	16	16	16	16
	Mín	0.04	0.05	0.01	0.1	0.08	0.65
	Máx	1.51	2	0.34	1.97	0.59	8.92
	Media	0.3	0.76	0.12	0.54	0.26	4.11
	D.E.	0.39	0.72	0.09	0.6	0.16	2.54
100m	п	16	16	16	16	16	16
	Mín	0.04	0.05	0.01	0.1	0.03	1.01
	Máx	1.61	1.76	1.04	1.86	0.49	9.96
	Media	0.35	0.46	0.15	0.29	0.25	4.61
	D.E.	0.52	0.51	0.24	0.43	0.14	2.62
150m	п	16	16	16	16	16	16
	Mín	0.04	0.05	0.01	0.1	0.07	1.13
	Máx	2.66	2.69	0.59	3.11	0.64	16.38
	Media	0.33	0.76	0.21	0.72	0.32	5.82
	D.E.	0.65	0.87	0.16	1	0.19	4.04
200m	п	16	16	16	16	16	16
	Mín	0.08	0.05	0.01	0.1	0.03	0.47
	Máx	1.58	3.9	0.27	1.97	0.41	10.98
	Media	0.37	1.15	0.14	0.65	0.26	5.58
	D.E.	0.5	1.25	0.08	0.63	0.12	3.22

Cuadro 3. Estadística descriptiva para los valores de acuerdo a la distancia de la costa.

*Nota: La profundidad solo es una referencia de las distancia a la costa, ya que las muestras fueron obtenidas de la isobata de 10 m en todos los casos.



Estaciones

Figura 17. Variación en las concentraciones de nutrientes en función de la distancia a la costa e isóbatas: a) Nitrato b) Nitrito y c) Amonio. En la leyenda se hace referencia a las distancias de las estaciones con respecto a las isóbatas de 15, 50, 100, 150 y 200 m.



Figura 18. Variación en las concentraciones de nutrientes en función de la distancia a la costa e isóbata: a) Fosfato y b) Silicato. En la leyenda se hace referencia a las distancias de las estaciones con respecto a las isóbatas de 15, 50, 100 150 y 200 m.

Variabilidad espacial

En la figura de distribución espacial, se puede identificar que los nitratos se presentan en mayores concentraciones en una extensa área oceánica cercana a los cayos de Campeche (Figura 19b). Esto puede asociarse a afloramientos ocasionados por la fuerza geostrófica que favorece que el agua fría rica en nutrientes pueda moverse lateralmente desde la corriente de Yucatán a lo largo de isopicnas que existen debajo de la termoclina en el Banco de Campeche, este fenómeno ocurre principalmente en verano (Yentsch,1974; Furnas y Smayda, 1987).



Figura 19. Mapa de contornos (kriging) de las concentraciones de clorofila a y nutrientes a) Clorofila- a; b) Nitrato; c) Nitrito; d) Amonio; e) Fosfato y f) Silicato de la profundidad de 10m.

También se identificó un sitio muy particular en el área de Cabo Catoche de altas concentraciones que indican el sitio de surgencia en esa área.

Las altas concentraciones de nitrito (>0.6 µmol l⁻¹) espacialmente se localizaron en las estaciones costeras del Golfo de México E21 y G31, frente del área de Progreso, así como en la zona del Caribe, extendiéndose en el área de la surgencia de Cabo Catoche (Figura 19c y Figura 17b). Las altas concentraciones en las aguas costeras podrían provenir de las descargas de aguas residuales o del proceso de descomposición de materia orgánica de algas y pastos marinos de las áreas someras.

En cuanto al amonio algunos sitios específicos frente a la costa de Dzilam y Rio Lagartos presentaron los valores >1.6 µmol I^{-1} (Figura 17c y Figura 19d). En las estaciones costeras posiblemente se debe a los aportes provenientes tanto de descargas de aguas subterráneas contaminadas por aguas residuales, como por las escorrentías superficiales de ecosistemas costeros como los manglares, y vegetación acuática (algas y pastos), donde se llevan a cabo procesos de amonificación. Algunos picos de altas concentraciones (>1.6 µmol I^{-1}) se presentaron a la distancia de la isóbata de 150 m, hacia el noreste de Arrecife Alacranes (Figura 19).

El fosfato se presentó en concentraciones muy bajas (0.03-0.69 µmol l⁻¹). Los valores más altos (0.15 y 0.69 µmol l⁻¹) fueron registrados en estaciones costeras en las inmediaciones de Celestún (Yucatán) e Isla Arenas (Campeche) (Figura 18 a y Figura 19e). Este patrón podría obedecer a que en zonas de someras el agua dulce subterránea se mezcla con el agua salada favoreciendo la biodisponibilidad del fosfato contenido en la roca calcárea. Sin embargo, es probable que la extensa cobertura de manglares de franja en esta zona y a que la época de muestreo correspondió al momento del año en que la escorrentía hacia el mar de agua dulce es mayor, haya contribuido al aporte de nutrientes. Con respecto a los silicatos, estos presentaron mayores concentraciones en las aguas costeras del Golfo de México alrededor de los Cayos de Campeche y también frente a las costas de Dzilam, Yucatán (Figura 18b y Figura 19f). Se ha identificado que las aguas subterráneas que descargan en la costa de Yucatán son ricas en este nutriente.

Las variaciones en la distribución de las concentraciones oceánicas de silicato podrían estar relacionadas con las corrientes marinas que pueden dispersar el contenido de la descarga de ríos de la región centro del Golfo de México, o al escape el elemento contenido en el agua intersticial de sedimentos pelágicos sobre el lecho oceánico. En el caso de las estaciones costeras las concentraciones podrían explicarse por la disolución de la roca calcárea que contiene esqueletos de diatomeas y en la región de Campeche por la meteorización de rocas ígneas.

Estado Trófico

En general el 83% de las estaciones presentó una condición oligotrófica con valores del índice de TRIX entre 0.25 y 3.96, con promedio de 1.875 (Figura 21). El 12% de las estaciones registró una condición mesotrófica cuyo intervalo de valores de TRIX fue de 4.27-4.98, con promedio de 4.62. El mayor número de las estaciones en esta condición se localizaron al noreste de Yucatán tanto en las estaciones costeras como en el área de la surgencia de Cabo Catoche (Figura 20 y Figura 21). Las estaciones H36, P76 y P80 presentaron condición eutrófica con valores promedio de TRIX de 5.77; únicamente el valor de la estación O74 se podría definir como distrófico (6.65). En el caso particular de la estación E21, H36 y I41 los valores de estado trófico que presentaron están más relacionados con la influencia de las aguas continentales, ya que se encuentran frente a

los puertos de Progreso y Telchac respectivamente, donde existe el antecedente de una mala condición en sus aguas costeras por las descargas de aguas residuales, mientras que en el caso de la I41 los valores altos de TRIX pueden estar relacionados a la influencia de las descargas de aguas subterráneas que se presentan en el área de Dzilam. Los resultados indican que éste índice es un buen indicador del estado trófico de las aguas marinas-costeras, y además identifica sitios de mayor productividad dentro de la surgencia de Cabo Catoche.



Figura 20. Valores de TRIX en el área de estudio.



Figura 21. Distribución espacial del nivel trófico de las estaciones de muestreo, de acuerdo al índice de TRIX. El nivel bajo indica condición oligotrófica, el nivel medio mesotrófica, el alto eutrófica y el muy alto distrófica. Esta condición no se asocia a un estado de salud.

Análisis por transectos y zonas

Con el objeto de analizar bajo diferentes criterios los datos hidrológicos y estado trófico, la información se agrupo en primera instancia en dos formas: 1) de acuerdo a la designación de los transectos (Figura 12) (transecto A localizado al este de la costa norte de la Península de Yucatán, hasta el transecto P que corresponde a la punta este donde se encuentra Cabo Catoche); 2) de acuerdo a la distancia a la costa o a un aspecto oceanográfico relevante como la surgencia de Cabo Catoche (SCC), por lo que en este caso se tienen 3 zonas: oceánica, costera y de surgencia.

El análisis de acuerdo a los transectos (Figura 22) indica diferencias significativas entre ellos para los nitratos, clorofila-a y estado trófico (p< 0.05). En el caso de los nitratos destacan los transectos D, H y P con altas concentraciones (>2.5 μ mol l⁻¹), y mayor variabilidad. En el caso de los transectos D y H, estos se asocian a las zonas donde el anillo de cenotes descarga agua subterránea, la cual se ha caracterizado por ser rica en nitratos (Herrera-Silveira, 1994; Morales-Ojeda et al., 2009). Para el caso del transecto P, este se asocia a la SCC la cual ha sido caracterizada en sus variables hidrológica por Merino (1999); Cárdenas et al (2010). El estado trófico predominante es oligotrófico, solo los transectos relacionados con la SCC son de tipo meso-eutróficos.



Figura 22. Variabilidad de las concentraciones de nutrientes inorgánicos disueltos, clorofila-a, e índice de TRIX, de acuerdo a la sanción por transectos del área de estudio.

Para las concentraciones de nitritos los mayores valores se observaron en el transecto P, no así en el caso del amonio, el cual registró sus mayores concentraciones (>1 µmol I^{-1}) en los transectos B, H y J. El fosfato presentó altas concentraciones en los transectos H, L, P; mientras que los silicatos presentaron sus mayores concentraciones en los transectos A, D, y J, estos asociados a las zonas de descargas de aguas subterráneas del anillo de cenotes. Las concentraciones de Cl-*a* claramente están influenciadas por la SCC, siendo sus valores más altos en los transectos asociados a ella (N, O y P). El estado trófico de los transectos es en general oligotrófico, sin embargo, la costa y la SCC son mesotrófico y eutrófico respectivamente.

Por lo que respecta al análisis de acuerdo a las zonas (Figura 23), se determinaron diferencias significativas entre ellas para los nitratos, fosfatos, CI-a y estado trófico (p< 0.05). En el caso de los nitratos las zona 3 (SCC) presentó mayores concentraciones promedio, al igual que para el nitrito y la CI-a. La zona 2 (costera) presento las mayores concentraciones promedio de amonio, fosfatos, silicatos, y su estado trófico fue el más alto en promedio, a pesar que la zona 3 (SCC) presentó los máximos. Estos resultados sugieren que la zona oceánica es oligotrófica en todos los nutrientes y se refleja en las concentraciones de CI-a y el índice trófico. La zona costera es la que presenta un estado trófico más alto asociado a los aportes de nutrientes de las descargas de aguas subterráneas ya que los promedios de nutrientes (fosfatos, amonio, y silicatos) que se asocian a estas fueron mayores.

Otro criterio de análisis de los datos fue llevar a cabo comparaciones entre transectos y zonas a través de aproximaciones metodológicas multivariadas. Para ello, con el propósito de observar si las variables de productividad y estado trófico de la red de estaciones se ordenan de acuerdo con sus magnitudes correspondientes, se aplicó el análisis de escalamiento multidimensional no métrico (NMDS), utilizando la matriz de similitud de distancias euclidianas con datos transformados (logx+1) y normalizados. Se asignaron grupos "*a priori*" cuya tendencia de separación se identificó de acuerdo al valor de stress, la significancia de esta se probó utilizando el análisis conocido como ANOSIM, el cual se basa en la comparación de los grupos a través de generar distribuciones de forma aleatoria con permutaciones de Monte Carlo, usando el programa PRIMER-E V.6. (Warwick et al., 1990; Clarke, 1993).



Figura 23. Variabilidad de las concentraciones de nutrientes inorgánicos disueltos, clorofila-a, e índice de TRIX, de acuerdo a la sanción por transectos del área de estudio. Zona1 Oceánica, zona 2 Costeras, Zona 3 Surgencia.

El resultado del NMDS (por transecto), indicó que las concentraciones de nutrientes inorgánicos disueltos e índice trófico hacen la diferenciación entre transectos cuando se analizan las variables de forma conjunta (stress 0.18), y el ANOSIM corrobora que los transectos presentan diferencias estadísticamente significativas (R = 0.281). Se identificó un patrón de gradiente de los transectos A a E en un extremo (oeste, lado derecho de la Figura 24) a los M a P en otro extremo (este, lado izquierdo en la Figura 24). Estos resultados se asocian con la descarga de nutrientes por descargas subterráneas asociadas al anillo de cenotes, y a las características de la surgencia de Cabo Catoche.



Figura 24. Representación bidimensional del análisis de NMDS por transecto del Crucero INE 2010.

El resultado del NMDS por zonas (Figura 25) sugiere que estas difieren cuando se analizan las concentraciones e índices de forma conjunta, y el ANOSIM indica que las zonas son diferentes significativamente (R = 0.577). Se identificó un patrón de gradiente de la zona de surgencia (cuadros azules) a la zona oceánica (triángulos invertidos azules), lo cual es explicado por la corriente de Yucatán que al chocar con la plataforma favorece el desvió de las aguas ricas en nutrientes hacia la costa norte del estado de Yucatán.



Figura 25.Representación bidimensional del análisis de NMDS por zona del Crucero INE 2010.

Resultados del QA/QC

Los análisis de laboratorio para nutrientes se realizaron entre el 5 y 20 de octubre de 2010 y los de clorofila-*a* entre 7 y 12 de octubre de 2010. Como parte del control de calidad se realizaron duplicados para todas las muestras, haciendo un total de 228 submuestras analizadas en 9 lotes para cada nutriente. Se realizaron estándares de laboratorio, blancos de reactivos y curvas de calibración (Figura 26). Los resultados de cada análisis en sus diferentes etapas fueron documentados en las bitácoras de laboratorio. Los resultados se transcribieron de las bitácoras de laboratorio a hojas de cálculo en formato Excel donde con la ayuda de un plantillas específicas fueron determinadas respectivamente las concentraciones de nutrientes y clorofila *a*.



Figura 26. Curvas de calibración para los nutrientes evaluados.

En la Figura 27 se indica el desempeño de las técnicas y personal de laboratorio para detectar las concentraciones estándar.



Figura 27. Eficiencia en la cuantificación de los nutrientes de las muestras.

Registro de los procedimientos de control de calidad

Como se especifica en la documentación requerida para documentar los procedimientos de control de calidad, las siguientes medidas de control de calidad fueron realizados para el proyecto <u>Muestreo para</u> <u>determinar la condición costera de laLaguna de Términos, Campeche, México:estado trófico (Calidad del agua y Fitoplancton) y hábitat (VAS y Manglar)</u> (marcar los que apliquen)

TOMA DE DATOS Y MEDICIONES IN SITU

Calidad del agua

- Muestras de control de calidad se tomaran del 10% de las muestras colectadas a menos que exista algún requerimiento específico del proyecto
- Duplicados de campo tomados secuencialmente
- Duplicados de campo pueden ser tomados de volúmenes grandes de muestra
- M Blancos de campo serán tomados
- Elancos de viaje serán tomados
- □ Intercalibración

Evaluación del componente biológico incluirán (marcar las que apliquen):

- X Medidas duplicadas por el mismo muestreador
- Discrepancias/incertidumbres consultar a un experto para la confirmación de especies
- □ Verificación en campo de la identidad de organismo por un experto supervisor calificado
- Documentación por fotografía
- Intercalibración
- X Otra *(descripción provista en las medidas de control de calidad):* Verificación en laboratorio por un experto supervisor calificado

ANÁLISIS DE LABORATORIO

Calidad del agua

- Certificación de Competencia del analista.
- Determinación y Aplicación del Límite de Detección.
- **Recuperación de Adiciones Conocidas.**
- Análisis de Blancos de Reactivos.Blanco de Laboratorio Fortificado
- X Intercalibración
- Análisis de DuplicadosGráficas de Control
- Acciones Correctivas

Evaluación del componente biológico incluirán (marcar las que apliquen):

- Medidas duplicadas por el mismo muestreador
- Análisis de una muestra por dos analistas
- Discrepancias/incertidumbres consultar a un experto para la confirmación de especies
- X Verificación en laboratorio de la identidad de organismo por un experto supervisor calificado
- Documentación por fotografía

PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS EN AGUA

Como puede verse en el Anexo 1, el carbono orgánico disuelto estuvo presente en muy baja concentración en el área de estudio, su valor medio fue de 0.25 ± 0.18 , con máximo de 0.63 mg/l y mínimo no detectable.

La distribución espacial se presenta en la Figura 28 indicando un gradiente de oriente a poniente, disminuyendo la concentración con máximo frente a Dzilam Bravo.



Carbono Orgánico Disuelto. Isolíneas de concentración en mg/L

Figura 28. La distribución espacial de la concentración del Carbono Orgánico Disuelto en la zona de estudio.

El carbono orgánico particulado también estuvo presente en muy baja concentración, al igual que el disuelto, en el área de estudio, su valor medio fue de 0.27 ± 0.13 mg/l, con máximo de 0.71 y mínimo de 0.06 mg/l.

La distribución espacial se presenta en la Figura 29 indicando una distribución homogénea con máximo al Noroeste.



Carbono Orgánico Particulado. Isolíneas de concentración en mg/L

Figura 29. La distribución espacial de la concentración del Carbono Orgánico Particulado en la zona de estudio.

El análisis estadístico mostró correlación significativa –aunque baja- entre el carbono orgánico disuelto y el particulado, indicando que están íntimamente ligados en los ciclos biogeoquímicos marinos. (Figura 30).

El nitrógeno orgánico particulado estuvo presente en muy baja concentración en el área de estudio, su valor medio fue de 0.31 \pm 0.39 mg/l, con máximo de 1.43 y mínimo no detectable.

La distribución espacial se presenta en la Figura 31, indicando una distribución homogénea con máximo cerca de Arrecife Alacranes.


Figura 30. El análisis estadístico de correlación significativa entre el carbono orgánico disuelto y el particulado.



Nitrogeno Orgánico Particulado. Isolíneas de concentración en mg/L

Figura 31. La distribución espacial de la concentración del Nitrógeno Orgánico Particulado en la zona de estudio.

Procedimientos de QA/QC

El oxímetro con el que se midió la concentración de oxígeno para estimar el Carbono Orgánico Disuelto fue de la marca YSI modelo 5000 con las siguientes especificaciones:

Rango: 0.0 a 60.0 mg/l

Exactitud: +/- 0.1 % mas 1 Dígito Significativo Mínimo.

Resolución: 0.1 %, o 0.01 mg/l, lo que sea mayor.

Se corrieron blancos (2) en cada determinación y también estándares de glucosa para calibración. (Stirling, 1985).

El espectrofotómetro con el que se midió la concentración de nitrógeno para estimar el Nitrógeno Orgánico Particulado fue de la marca Shimadzu modelo UV-1201, con las siguientes especificaciones:

Rango de longitud de onda: 200-1100 nm.

Ancho de banda espectral (resolución: 5 +/- 0.5 nm.

Longitud de onda en pantalla (ajuste de longitud de onda): 0.1 nm

Exactitud de longitud de onda: +/- 1.0 nm.

Exactitud Fotométrica: +/- 0.005 Abs.

Repetibilidad Fotométrica: +/- 0.002 Abs.

El método analítico usado para determinar nitrógeno tiene un rango de 2 a 40 μ M, con una precisión de 0.4 en el nivel de 20 μ M. (Parsons et al, 1984).

Para el carbono orgánico particulado se uso una balanza analítica con precisión de 0.1 mg y límite de detección de 0.2 mg. La técnica tiene un límite de detección de 0.06 mg/l con precisión y desviación estándar de 10% (a un nivel de 4 mg/l). (Stirling, 1985).

ZOOPLANCTON Y EFECTOS TERATOGÉNICOS EN ICTIOPLANCTON

Determinación de la biomasa zooplanctónica

La información es resultado del análisis de las 80 estaciones de muestreo.

Volumen filtrado

El volumen de agua filtrada por la red tipo Bongo y malla de 505 μ m, varió de 164. 2 a 534.4 m³ con un promedio general para la presente campaña de 406.4 ±7.5 m³. Los mayores volúmenes filtrados se presentaron en las estaciones: J49, G32, C11 y K53 (Cuadro 4).

En tanto los menores fueron en las estaciones: A5, A2, G34 y K52 (Figura 32). Este volumen promedio de agua filtrada (406 m³) para colectar organismos planctónicos, ha sido considerado aceptable para muestreos de la calidad del agua (Suther y Rissik, 2009).



Figura 32. Variación del volumen filtrado (m3) por la red Bongo en cada una de las estaciones de muestreo.

Productividad secundaria zooplanctónica. La biomasa zooplanctónica determinada a través de la técnica de volumen desplazado varió de 2.3 a 109 ml/1000m³ con un promedio para toda la campaña de 24.6 \pm 2.0 ml/100m³, en tanto que el peso húmedo fluctuó de 0.5 a 113.7 g/1000m³ y un promedio general de 24.8 \pm 2.0 g/1000m³ (Figura 33, Cuadro 4).



Figura 33. Variación de la biomasa zooplanctónica (ml, g/1000m3) por estación.

Las mayores concentraciones de la biomasa del zooplancton (peso húmedo) se localizaron sobre la plaforma media (est. J47) al norte del Puerto de Dzilam en Yucatán y al oeste de la Isla de Holbox, Quintana Roo (est. N66), así como un pequeño núcleo al oeste de Puerto Progreso, Yucatán (est. E21) (Figura 34). Asimismo, la mayor productividad zooplanctónica se ubicaron por lo general en estaciones en profundidades menores a los 50 m de profundidad, disminuyendo hacia mar abierto (Figura 35) y hacia la zona Oeste del área de estudio (Figura 36).



Figura 34. Variación espacial de la biomasa zooplanctónica (g/1000m3) al norte de la Península de Yucatán.



Figura 35. Variación de la biomasa zooplanctonica (peso húmedo) por profundidad.



Figura 36. Variación de la biomasa zooplanctonica (peso húmedo) por zona.

La biomasa zooplanctónica está aportada esencialmente por los copépodos, quetognatos y juveniles tempranos de los decápodos. Otros grupos importantes fueron los sergestidos, sifonóforos, larvas de decápodos y cladoceros. Lo anterior también ha sido reportado por Houde & Chitty (1976) para la plataforma oeste de Florida.

Descriptores de la comunidad del zooplancton

Densidad

El análisis del total de muestras (80) indicó una variación 6,798 a 356,913 con una media 39,673 ±5376 org./1000m³. Las mayores densidades se ubicaron al sur del arrecife Triángulos (A5), al oeste de Arrecife Alacranes (J47) y al oeste de la Laguna de Holbox (N66).

Composición

Se determinaron la presencia de 50 grandes grupos de zooplancton (26 grupos del holoplancton y 23 del meroplancton), además de un grupo de insecto marinos (Holobátidos) (Anexo 2).

En términos generales los grupos con mayor abundancia fueron los copépodos (29.7%), quetognatos (13.4), juveniles tempranos de los decápodos carideos y penaeideos (13.0%), sergéstidos (11.4%), sifonóforos (6.0%), nauplios de los decápodos (5.7%) y cladóceros (5.6%) al representar mas del 71.6% del zooplancton colectado (Figura 37); en éstos grupos recae la mayor productividad secundaria zooplanctónica de la zona de estudio.



Figura 37. Abundancia preliminar de los principales grupos del zooplancton.

Riqueza.

El número de grupos del zooplancton osciló de 18 a 37 con un promedio de 29 ± 0.5 grupos. El mayor número de grupos estuvo asociado a las estaciones cercanas a la costa con una disminución hacia la zona del talud continetal (Figura 39). Asimismo se registro un incremento de los mismo en zonas arededor de los sistemas coralinos.

Diversidad.

La medida de la información en el área de estudio varió de 2 a 4 con una media de 2.8 ± 0.1 bits/ind. La mayor diversidad se localizó en estaciones sobre la plataforma media a una profundidad mayor de 100m, con un incremento hacia los sistemas coralinos (Figura 38).

Lo anterior presupone un aumento debido a la combinación de la fauna típicamente arrecifal con la de plataforma, asimismo el incremento hacia el talud sugiere un intercambio de las fauna de plataforma con la oceánica (Figura 39).



Figura 38. Variación espacial de la diversidad zooplanctónica (Bits/ind.) al norte de la Península de Yucatán.

Equidad

La medida de la dominancia mostró una variación de 0.42 a 0.71 con un promedio general de 0.6. Lo anterior indica la ocasional dominancia de algun grupo en particual y que los recursos alimenticios son aproverchados de manera más equitativa entre los grupos.



Figura 39. Variación de la riqueza y diversidad del zooplancton por profundidad.

Descriptores de la comunidad del ictioplancton y análisis teratogénico

Densidad

Se recolecatron un total de 5,010 larvas de peces actinopterigios que representaron una densidad de 12,686 larvas/1000m³, con un promedio de 63 larvas (158 larvas/1000m³). La densidad larval varió de 8 a 3,159 larvas/1000m³ con un promedio general de 158 ±47 larvas/1000m³. La mayor abundancia de las larvas de localizó en zonas someras y particularmente al este de la península de Yucatán (Figura 40, Figura 41 y Figura 42).



Figura 40. Variación espacial de la densidad ictioplanctónica (larvas/100m3) al norte de la Península de Yucatán.



Figura 41. Variación de la densidad ictioplanctónica (larvas/1000m3) por profundidad.



Figura 42. Variación de la densidad ictioplanctónica (larvas/1000m3) por zona.

Composición

Se determinaron un total de 113 especies, pertenecientes a 85 géneros y 51 familias de peces. Las larvas más abundantes fueron: *Gobionellus* spp (14.8%), *Sardinella anchovia* (8.3%), *Decapterus pucntatus* (7.8%), *Selar crumenophthalmus* (7.7%), *Haemulon* spp (6.3%) y *Gillellus jacksoni* (5.3%), quienes representaron en conjunto el 50.4% del material capturado (Figura 43 y Figura 44).



Figura 43. Abundancia de las principales especies de las larvas de peces.



Figura 44. Larvas de peces separadas de la estación K52.

Riqueza

El número de especies fluctuó de 3 a 41 con un promedio para la campaña de 16. En general la mayor concentración de especies se localizó en estaciones ubicadas en profundidades menores a los 100 m, con una disminución hacia mar abierto (Figura 46), asimismo se observo un mayor número de especie hacia la zona este de la península de Yucatán en zonas someras.

Diversidad

Este descriptor fluctuó de 1.59 a 5.16 bits/ind., con un promedio general de 3.4 bits/ind. La mayor diversidad por lo general estuvo asociado a los sistemas coralinos, particularmente alrededor de Arrecife Alacranes, con una tendencia a incrementarse hacia la zona del talud continental (Figura 45 y Figura 46).

Equidad

La medida de la dominancia osciló de 0.28 a 1.00, con un valor medio de 0.91, lo que presupone una baja dominacia por alguna larva de pez en particular.



Figura 45. Variación espacial de la diversidad ictioplanctónica (bits/ind.) al norte de la Península de Yucatán.



Figura 46. Variación de la riqueza y diversidad del ictioplancton por profundidad.

Análisis teratogénico

De las 5,010 larvas de peces capturadas, 4,070 fueron larvas menores a los 8.0 mm de longitud estandar; en su mayoria larvas recien eclosinadas, las restantes 940 larvas se procedio a realizar un análisis teratogénico. Sólo 69 individuos presentaron algún tipo de deformación coproral, siendo la desviación de la columna vertebral la alteración más recurrente, seguida de deformaciones en los huesos craneales lo que significa que solo el 1.3% del ictioplancton capturado, presentó alguna deformación (Figura 47, Figura 48, Cuadro 4).



Figura 47. Abundancia de larvas que presentaron alguna deformación.

Particularmente, se registró una mayor número de larvas con alguna deformación en estaciones ceracanas a la costa y fue disminuyendo hacia zonas profunda (Figura 49).

			-				
_		Profundidad					
Deformación	15	50	100	150	200	Subtotal	Std
Huesos craneales	6	3	2			11	2.5
Columna vertebral	30	14	2		2	48	12.7
Aleta dorsal	4	2				6	1.8
Aleta anal	3	1				4	1.3
Total	43	20	4	0	2	69	
Std	12.2	5.7	1.1	0	0.9	19.5	

Cuadro 4. Relación de la presencia de deformaciones en las larvas de peces de acuerdo a la profundidad.



Figura 48. Variación espacial de la presencia de deformaciones registradas en el norte de la Península de Yucatán.



Figura 49. Abundancia de larvas que presentaron alguna deformación.

Asimismo, se localizó un mayor número de organismos con alteraciones hacia la zona este del área de estudio (Figura 50, Cuadro 5)

		Zona			
Deformación	Oeste	Centro	Este	Subtotal	Std
Huesos craneales	1	1	9	11	4.6
Columna vertebral	4	8	36	48	17.4
Aleta dorsal			6	6	3.4
Aleta anal			4	4	2.3
Total	5	9	55	69	
Std	1.7	3.5	14.4	19.5	

Cuadro 5. Relación de la presencia de deformaciones en las larvas de peces de acuerdo a la zona de estudio.



Figura 50. Abundancia de larvas que presentaron alguna deformación.

Las larvas de los góbidos (Familia Gobiidae) y de las sardinas (Clupeidae) fueron las presentaron un mayor número de alteraciones (Figura 51, Figura 52, Cuadro 6). Asimismo, las larvas del jurel, palometas y los pampanos (Carangidae) y del huachinango (Lutjanidae) también presentaron algún tipo de deformación.

Estadio	Em	brión	La	arva	Aletas			
Familia /								
Deformación	Cabeza	Columna	Cabeza	Columna	D	Α	Р	Total
Clupeidae				22	1	1		24
Serranidae			1					1
Carangidae			3	2	1	1		7
Lutjanidae			1	1	2			4
Gerreidae			1	1				2
Sciaenidae			1					1
Dactyloscopidae				1				1
Gobiidae			4	21	2	2		29
Total	0	0	11	48	6	4	0	69

Cuadro 6. Abundancia de larvas por familia de peces con alguna deformación.



Figura 51. Larva de góbido (Gobiidae) con deformación en la columna vertebral (est. P77).



Figura 52. Larvas de sardinas (Clupeidae) con deformación en la columna vertebral (Est. P76).

Particularmente, las larvas de la "sardina" (Sardinella anchovia) presentaron la desviación de la comuna vertebral con la aberración más recurrente, seguida de

algunas con algunas alteraciones en las aletas dorsal y anal (Figura 53, Cuadro 7). Similares deformaciones se observaron en las larvas de los "gobidos oceanicos" (*Bathigobius* sp y *Gobionellus* sp).

Otras especies con alteraciones corporales fueron las larvas del "jurel" y la de los "pampanos" (*Decapterus punctatus*, *Selar crumenolthalmus*), las del "huachinango" (*Lutjanus campechanus*), las "mojarras" (*Eucinostomus argenteus*), "meros" (*Epinephelis fulvus*) y "corvinas" (*Leiostomus xanturus*)(Cuadro 7).

Estadio	Em	brión	Larva		Aletas			
Taxa / Deformación	Cabeza	Columna	Cabeza	Columna	D	А	Р	Total
Opistonema oglinum				1				1
Sardinella anchovia				21	1	1		23
Epinephelus cf. fulvus			1					1
Caranx crysos			1					1
Decapterus punctatus			2		1			3
Selar								
crumenophthalmus				2		1		3
Lutjanus campechanus				1	2			3
Lutjanus synagris			1					1
Eucinostomus								
argenteus			1	1				2
Leiostomus xanthurus			1					1
Gillellus jacksoni				1				1
<i>Bathygobius</i> sp			3	11	2	2		18
Gobionellus sp			1	10				11
Total	0	0	11	48	6	4	0	69

Cuadro 7. Abundancia de larvas por especie de peces con alguna deformación.



Figura 53. Número de larvas por especie que presentaron alguna deformación.

Relación de los orgasnismos con el medio hidrobiológico superficial

Zooplancton

La exploración de la posible relación de los grupos del zooplancton dominante con las principales variables abióticas y bióticas, registro que la varianza que explica el eje I y el eje II fue del 92.1%, lo que presupone una muy buena relación. En este sentido los grupos de los sifonóforos y los taliáceos se relacionaron por lo general con aguas cálidas y con un menor oxigeno disuelto y alimento potencial (Figura 54).

En tanto las etapas tempranas de los decápodos (mysis) se relacionaron con una mayor concentración de biomasa zooplanctónica y clorofila-a. Por su parte los cladóceros y las larvas de los equinodermos se ubicaron en sitios con aguas con una mayor salinidad y menor temperatura superficial del agua (Figura 54).



Figura 54. Proyección ortogonal del análisis canónico (ACC) entre los grupos de zooplancton dominantes y las principales variables del medio (datos transformados a log10).

Ictioplancton

De la misma manera la posible relación de las especies dominantes de las larvas de peces con las principales variables hidrobiológicas indicó que la varianza explicada que relaciona el eje I y el eje II fue del 68.1%, lo que supone también una buena relación (Figura 55).

En este sentido las larvas de *Bathigobius* sp ("gobio oceánico"), de *Lutjanus synagris* ("pargo"), *Decapterus punctatus* ("macarela") y *Oligoplites saurus* ("zapatero") se relacionaron con aguas con una mayor concentración de biomasa zooplanctónica y clorofila-a (alimento potencial) y de oxígeno disuelto en áreas con una menor temperatura superficial en el agua (Figura 55).

Por el contrario las larvas de *Lutjanus campechanus* ("huachinango"), *Eucinostomus argenteus* (mojarra plateada), *Sardinella anchovia* ("sardinilla") y de *Haemulon* sp ("roncos") se asociaron con aguas superficiales más calidas y *Epinephelus fulvus* ("mero") y sitios de menor salinidad (Figura 55).



Figura 55. Proyección ortogonal del análisis canónico (ACC) entre las especies de larvas de peces dominantes y las principales variables del medio (datos transformados a log10).

No se obtuvieron muestras de agua superficial para análisis de hidrocarburos del petróleo y de metales, por lo que no fue posible relacionar estos componentes (contaminantes) con los zooplancteres y larvas de peces.

COMUNIDAD BENTÓNICA

De manera general los anélidos poliquetos fue el grupo dominante en términos de abundancia relativa (57%) en la zona de muestreo, seguida en orden ascendente por el grupo de los artrópodos crustáceos (31%), los moluscos gasterópodos y bivalvos (6%) y los Nemertinos (4%). El restante 2% lo constituyen organismos del grupo de los asteroides, echinodermos y sipunculidos (Figura 56). Los valores de abundancia por replica y por estación se muestran en el Anexo 3.



Figura 56. Contribución a la abundacia relativa de los grupos mayores encontrados en los estaciones de muestreo.

El 55 % de los organismos recuperados fue identificado a nivel de especie, el 32% a nivel de género, el 12% a nivel de familia y el 1% a nivel de orden. Un total de 224 especies de invertebrados bentónicos, distribuidas en 191 géneros y 125 familias fueron determinadas (Cuadro 8).

Phylum	Clase	Orden	Familia	Genero	Especie
Mollusca	Bivalvia		18	23	28
	Gastropoda		15	19	30
Arthropoda	Malacostraca		21	34	41
		Cumacea	3	4	5
		Decapoda	12	12	12
		Isopoda	3	3	3
		Myscida	1	1	2
		Tanaidacea	7	9	12
		Ostracoda	5	5	5
	Maxillopoda	Copepoda	2	2	
Annelida	Polychaeta		38	79	86
		TOTAL	125	191	224

Cuadro 8. Numero de Familias, géneros y especies por clase observadas en los sitios de muestreo.

De acuerdo a la prueba no parámétrica de Kruskal Wallis la riqueza (Figura 57a), abundancia (Figura 57b), Diversidad (Figura 57c) y Equidad (Figura 57d) no presentaron diferencias significativas en función de la zona de muestreo (posición geográfica del transecto). Sin embargo la riqueza de especies (no de sps) muestra una ligera tendencia a presentar mayor variabilidad en los transectos ubicados al Este de la península de Yucatán y menor variabilidad hacia las estaciones ubicadas el oeste de la misma (Figura 57).

El análisis de los parámetros de la comunidad en función de la profundidad (Figura 58), mostró que la riqueza (Figura 58a), la abundancia (Figura 58b) y la diversidad (Figura 58c) presentan diferencias significativas en la información obtenida a los 15 m en comparación con la obtenida a los 50, 100, 150 y 200 m. La equidad (Figura 58d) fue el único descriptor de la comunidad que no mostró diferencia significativa alguna.

El cálculo de los Índices de calidad del hábitat bentónico mostró que el 51% (35) de las estaciones muestreadas fueron clasificadas con un estatus ambiental pobre, el 27% (19) presentaron un estatus bueno y el 22%(15) presentaron un estatus malo. El mayor porcentaje (18%) de las estaciones clasificados con un estatus malo se observaron en la porción oeste de la plataforma de Yucatán ubicados mayoritariamente en las estaciones de los transecto H (al oeste del Arrecife Alcaranes) y el transecto M (al frente de Dzilam de bravo y en ambos casos a profundidades de 100,150 y 200 m de profundidad. Únicamente tres estaciones costeras, ubicadas en frente a la ciudad y puerto de Progreso, y 2 enfrente de la zona de Río lagartos, presentaron un estatus malo (Figura 59).



La posisición de los transectos de la A van de Este (E) a Oeste (W). Los valores del estadístico de kruskal Wallis (H), para comparación de medianas, se muestran en la parte superior o inferior de la figuras.





Los valores del estadístico de kruskal Wallis (H), para comparación de medianas, se muestran en la parte superior o inferior de las figuras.

Figura 58. Distribución espacial de la riqueza (a), abundancia (b), diversidad (c) y equidad (d) en función de la profundidad.



El estado ambiental fue calculado para cada uno de los puntos muestreados. La ausencia de clasificación en algunos de los puntos muestreado es debido a la ausencia de información.

Figura 59. Clasificación del estado ambiental del hábitat bentónico empleando el índice BICs.



Los valores del estadístico de kruskal Wallis (H), para comparación de medianas, se muestran en la parte superior o inferior de las figuras.

Figura 60. Distribución espacial de la riqueza (a), abundancia (b), diversidad (c) y equidad (d) en función de la clasificación BICS para cada uno de los puntos muestreados.

Los resultados del análisis no paramétrico de Kruskal wallis empleando el estatus ecológico de los puntos muestreados (Figura 60) mostró diferencias significativas en los valores de rigueza (Figura 60a), abundancia (Figura 60b), diversidad (Figura 60c) y equidad (Figura 60d). Las estaciones con clasificación de buena presentaron valores de riqueza y abundancia menores a las que presentaron las estaciones clasificadas con el estatus de pobre y bueno. Una de las ventajas en la utilización de los índices se basa en la determinación a priori de las características ecológicas de las especies para su clasificación de manera general en especies sensitivas, tolerantes, oportunistas y/o resistentes (Diaz y Valente 2004). Esto, a diferencia del empleo de las características de la comunidad como indicadores, representan un amplia ventaja debido a que sitios disturbados pueden presentar valores relativamente altos de riqueza, abundancia y diversidad, pero principalmente principalmente compuestos por especies tolerantes a condiciones adversas ambientales (Hyland 2004). Los efectos causados por los disturbios naturales y antropogénicas no solamente tienen su efecto en la reducción de la riqueza de especies, sino también en la disminución de taxas, ambos factores son componentes de la biodiversidad, y que son útiles en el monitoreo ambiental (Hyland, 2004). Sin embargo el uso de los diversos índices de diversidad, no reflejan del todo la condición del hábitat, ya que no toman en cuenta la identidad de los organismos, importando solamente cuantos son su abundancia, pero no la identidad ecológica de ellos.

La equidad (J[']) en la distribución de especies fue el único descriptor de la comunidad que presento valores bajos asociados a las estaciones clasificados como estaciones con estatus ecológico malo. Los valores de equidad en estas estaciones muestran la probabilidad de de encontrar comunidades bentónicas relativamente en desequilibrio. Este puede considerarse como el descriptor ecológico asociado al estatus ecológico del hábitat bentónico obtenido en el índice BICS. Valores relativamente bajos de equidad reflejan la presencia de pocas especies con valores de abundancia relativa. Esta es una característica que se presentan en zonas contaminadas en donde las especies resistentes explotan su ambienten y colonizan los hábitats que las especies sensibles desocupan a causa del estress ambiental (Pech 2010).

La tendencia general en la distribución espacial de los parámetros de la comunidad muestra que los valores de diversidad disminuyen con el aumento de la profundidad. Los valores máximos de diversidad (2.85) fueron registrados en las estaciones localizadas 15 m de profundidad frente a la región de Celestún en el extremo este y Yalahau en el extremo oeste del litoral de Yucatán. La distribución espacial de la riqueza de especies (Figura 58) presentó una tendencia similar a la observada con la distribución de la diversidad. Los mayores valores de riqueza (23 especies) fueron observados en las estaciones localizadas a 15 m de profundidad frente a la región de Celestún.

A pesar de estas tendencias la distribución espacial de los valores de equidad (Figura 59) muestra que en todos los casos la repartición de especies y abundancias se encuentran con un alto grado de equilibrio con valores cercanos a 1. Esto sugiere que las comunidades de invertebrados bentónicos se encuentran relativamente estables lo

que puede indicar un estado ecológico del hábitat bentónico relativamente saludable a pesar de los bajos valores de riqueza y abundancia observadas en aproximadamente el 60% de las muestras colectadas.

El análisis de Kruskal wallis de los parámetros de la comunidad empleando los resultados del Índice BICS como factor de control mostró que las estaciones con clasificadas con un estatus ecológico malo están asociados con valores relativamente bajos de equidad (Figura 60). Esto concuerda con lo arriba mencionado sobre el relativo desequilibrio de las comunidades en los sitios clasificados con estatus ecológico "malo".

El análisis de RDA únicamente mostró una potencial asociación estadística entre las características de la comunidad y los parámetros físico-químicos de la columna del agua. Ningún contaminante orgánico fue retenido en el modelo (Figura 61). La salinidad ($p \le 0.05$) y el Oxigeno disuelto ($p \le 0.05$) fueron variables ambientales que mostraron un asociación significativa con las características de la comunidad. La alta variabilidad ambiental y biológica puede ser uno de los causantes de la ausencia de asociaciones significativas entre las variables. La ausencia de los contaminantes en el modelo de RDA puede ser interpretado como un indicativo de que la posible alteración detectada con el índice BICS este siendo causada por otros factores ambientales.



Figura 61. Potenciales asociaciones estadísticas empleando los parámetros de la comunidad bentónica como variables biológicas y las características fisicoquímicas de la columna de agua y la concentración de contaminantes orgánicos en el sedimento como variables ambientales.

Procedimientos de QA/QC

El protocolo de control de aseguramiento y calidad para las muestras no contempla el empleo de calibración de aparatos de medición. Únicamente contempla la verificación de los estándares necesarios a cumplir en la colecta de muestras (muestras no disturbadas, mínimo 15 cm de columna de sedimento. Este procedimiento se cumplió

durante la colecta de las muestras por los responsables asignados y entrenados para esta tarea

El protocolo QA/QC considera la verificación de la identidad de especies por segundos o terceros especialistas. En este casó se procedió a la verificación por un segundo especialista que en este momento labora en el laboratorio de bentos del CINVESTAV-IPN. La verificación resulto satisfactoria en más del 90% de los casos. Las incongruencias fueron verificadas en conjunto y resueltas en el laboratorio. Aquí es importante mencionar que el materia de determinación taxonómica de invertebrados del bentos no existe en el país personal especializado y certificado por lo que el presente ejercicio constituye un primer intento para establecer los lineamientos, características y requerimientos necesarios a seguir para establecer un modelo de protocolo de QA/QC.

COMUNIDAD DE BACTERIAS

En el Anexo 4 se muestran los resultados de las concentraciones de bacterias tanto hidrocabonoclásticas (HID) como heterótrofas (HET) así como los valores del índice Hid/Het. Los valores de bacterias heterótrofas oscilaron entre $44.5 \times 10^3 \text{ y} 9000 \times 10^3$ en agua, y entre 19 x $10^3 \text{ y} 9,496 \times 10^3$ mientras que los de hidrocarbonoclásticas entre 0 y 24×10^3 tanto en agua como en sedimentos.

El índice HID/HET sociló entre 0 y 39.6 % en muestras de agua y entre 0 y 12 % en sedimento. La Figura 62 muestra los la distribución de de los valores del índice Hid/Het en la zona de muestreo tanto en agua (A) como sedimentos (B). Los mayores valores de este índice se encontraron en las estaciones D-18 y N-69 respectivamente (Anexo 4). Más del 50% de las estaciones examinadas pueden considerarse como no impactadas (por presencia de hidrocarburos) ya que el índice Hid/Het estuvo por abajo del 1% (Cuadro 9) tanto en agua como en sedimento. Otro 21% de las estaciones para agua y 35 % de las de sedimento, mostraron bajo impacto, en tanto que en agua de 22% de las estaciones se detectaron valores del índice Hid/Het que indican un fuerte impacto (6-50%), mientras que en en caso de sedimentos solo se observaron 2 estaciones en este rango de impacto.

Valaores del índice		
Hid/Het	Agua	Sedimentos
No impactadas (0 a 1)	45	46
Bajo impacto (1.1 a 6)	17	26
Alto impacto (6.1 a 50)	18	2
Extremadamente impactada (>50)	0	0
Total de muestras	80	74

Cuadro 9. Numero de estaciones en cada uno de los grados de afectación de acuerdo con el índice bacterias Hidrocarbonoclasticas (Hid)/Heterótrofas (Het).



Figura 62. Distribución de la relación de bacterias hidrocarbonoclásticas/heterótrofas (%) en el área de estudio. (A) agua, (B) sedimentos.

No se encontraron diferencias significativas entre las estaciones clasificadas por el índice hidrocarbonoclásticas/heterótrofas (HID/HET) con respecto a ninguno de los nutrientes en agua (Figura 63), ni tampoco en el caso de sedimentos con las concentraciones de hidrocarburos (Figura 64), así mismo, tampoco se encontró ninguna relación entre los nutrientes y los valores del índice HID/HET en agua, o hidrocarburos en sedimentos, ni respecto a diferencias en el índice HID/HET en sedimento.



Figura 63. Concentración de nutrientes en agua respecto al grado de afectación de las estaciones (dados por la porcentaje del índice de bacterias hidrocarbonoclásticas/heterótrofas en agua). (A) nitritos, (B) nitratos, (C) amonio, (D) fosfatos, (E) silicatos y (F) índice de eutrofización.



Figura 64. Concentraciones de hidrocarburos respecto al gradado de afectación en las estaciones de muestreo (dado por el porcentaje del índice de bacterias hidrocarbonoclásticas/heterótrofas). (A) Muestra no resuelta de hidrocarburos, (B) hidrocarburos alifáticos, (C) Hidrocarburos totales y (D) hidrocarburos aromáticos policíclicos.

En total se identificaron 29 especies de bacterias que crecieron en presencia de hidrocarburos como fuente única de carbono. Estas pertenecientes a 19 géneros (Cuadro 10). 27 especies (18 géneros) dentro del grupo de bacterias gran (-), mientras que dos especies, ambas del genero *Sthaphilococus* corresponden al grupo de las grm(+). El género mejor representado fue el de las *Pseudomonas* con 6 especies, además especies de este género se encontraron en un mayor número de estaciones. *P. auriginosa*, se presento en 30 de las muestras colectadas en agua y en 24 de las muestras de sedimento, en tanto que *Pseudomonas* spp. estuvo presente en 42 muestras de sedimento y fue la especie más frecuente en este substrato. Mientras que *Stenotrophomonas maltrophila* fue la especie frecuente en aguas (35 muestras, Cuadro 10). El máximo número de especies identificadas se encontró en las estaciones N-68 para sedimentos (6) y en las estaciones F-29, I-42 y K-51 en muestras de agua (4).

	No. de estaciones		
Especie	AGUA	SEDIMENTOS	
Aeromonas hydrophila	3	1	
Agrobacterium spp.		13	
Agrobacterium tumefaciens	3	24	
Brevundimonas vesicularis		3	
Burkholderia cepacia	18	19	
Chromobacter violaceum		1	
Chryseobacterium gleum	1		
Chryseobacterium indologenes	4	4	
Elizabethkingia			
meningoseptica		7	
Empedobacter brevis		1	
Enterobacter aerogenes	4		
Enterobacter gergoviae	4	2	
Flavobacterium indologenes	2		
Flavobacterium spp.		1	
Klebsiella spp.		3	
Moraxella lacunata	3		
Pseudomonas aeruginosa	33	24	
Pseudomonas fluorescens	2	1	
Pseudomonas putida	4	4	
Pseudomonas stutzeri	6	11	
Pseudomonas vesicularis		2	
Pseudomonas spp.	1	42	
Shigella spp.	1		
Sphingomonas paucimobilis	1	1	
Stenotrophomonas maltophilia	35	1	
Vibrio fluvialis		1	
Xanthomonas campestris	2		
Bacterias Gram (+)			
Sthaphilococus aeurus	2		
Sthaphilococus sp.	1		

Cuadro 10. Especies de bacterias identificadas y su frecuencia en muestras de agua y sedimento de la zona costera y plataforma continental de la Península de Yucatán.

CONTAMINANTES EN SEDIMENTOS

Hidrocarburos en sedimentos

En este estudio se analizaron un total de 74 muestras de sedimentos obtenidas con una draga tipo Smith-McIntyre.

Hidrocarburos aromáticos policíclicos (PAHs)

En general, se considera que las concentraciones de las diversas fracciones de hidrocarburos determinadas en los sedimentos fueron bajas. Dentro del grupo de los PAHs las concentraciones más elevadas correspondieron a los de APM (Cuadro 11), es decir son hidrocarburos que provienen de procesos de combustión, por otro lado, los PAHs de BPM están asociados con entradas de combustibles. El valor correspondiente a la mediana fue ligeramente mayor entre los PAHs BPM respecto a los de APM (Figura 65). En comparación con las otras fracciones de hidrocarburos los PAHs se encontraron en menores concentraciones, esto puede ser debido a que muchos de ellos presentan alta volatilidad (Figura 66).

Concentración mg/g	PAHs BPM	PAHs APM	PAHs totales	Alifáticos	UCM	HC totales
Ν	74	72	74	59	68	74
Media	0.01	0.01	0.02	3.87	11.88	14.02
Mediana	0.01	0.003	0.01	1.59	10.09	10.96
Mínimo	0.001	0.0003	0.001	0.036	0.038	0.061
Máximo	0.043	0.119	0.131	32.24	31.605	53.064
Desv. Estándar	0.01	0.02	0.02	5.59	8.31	12.21
1st Qu	0.01	0	0.01	0	3.183	4.093
3rd Qu	0.0125	0	0.03	3.21	14.902	17.765

Cuadro 11. Datos estadísticos de los	grupos de hidrocarburos determinados en sedi	mentos (ug/g. peso seco)


Figura 65. Comparación entre hidrocarburos aromáticos de Bajo y Alto Peso Molecular y PAHs Totales.



Figura 66. Comparación entre las fracciones PAHs, alifáticas, UCM e HC totales.

Respecto a la toxicidad, los resultados indicaron concentraciones de PAHs totales que variaron entre 0.001 a 0.131 μ g/g, los cuales están debajo de los límites ERL (Effect Range-Low) y ERM (Effect Range-Medium), que se asocian con efectos adversos para la biota. Asimismo comparando concentraciones de PAHs específicos con los límites ERL y ERM todos se encontraron por debajo de tales límites. Los HAPs BPM en general se consideran que poseen toxicidad aguda; en contraste con algunos PAHs APM que son potencialmente carcinogénicos.

En términos de distribución espacial, las estaciones A presentaron mayores concentraciones de PAHs de BPM; el grupo de estaciones C tuvieron las concentraciones más elevadas de PAHs de APM y las estaciones que presentaron mayores concentraciones de PAHs totales fueron las del grupo C (Figura 67, Figura 68 y Figura 69).



Figura 67. Distribución espacial de PHAs de BPM.



Figura 68. Distribución espacial de PHAs de APM.



Figura 69. Distribución espacial de PHAs totales.

Las concentraciones más elevadas de PAHs BPM se encontraron en las estaciones cercanas a la zona costera lo cual indica claramente que las principales fuentes de estos compuestos son las actividades que se realizan en la región continental (Figura 70).



Figura 70. Concentraciones de PAHs BPM en sedimentos (µg/g, peso seco).

De igual manera se encontraron mayores concentraciones de PAHs APM en las estaciones colindantes con la región costera y la Sonda de Campeche, aunque en varias estaciones alejadas de la costa se detectaron niveles elevados de estos compuestos, esto puede ser debido a que este tipo de hidrocarburos son más persistentes y es posible que se transporten hacia sitios alejados de la fuente original a través de las corrientes que prevalecen en la región (Figura 71).



Figura 71. Concentraciones de PAHs APM en sedimentos (µg/g, peso seco)

La profundidad no fue una variable significativa entre los PAHs de BPM y APM y totales de acuerdo a los resultados del análisis no paramétrico de Kruskall-Wallis, aunque en este último grupo se observa la mediana ligeramente mayor a profundidades de 15 m, que corresponden a las estaciones más cercanas a la costa (Figura 72, Figura 73 y Figura 74).



Figura 72. Concentraciones de PAHs de BPM respecto a la profundidad.



Figura 73. Concentraciones de PAHs de APM respecto a la profundidad.



Figura 74. Concentraciones de PAHs totales respecto a la profundidad.

Hidrocarburos Alifáticos

Los compuestos alifáticos son parte de la fracción del petróleo que tiene efectos toxicológicos sobre el sistema nervioso periférico, son irritantes y narcóticos. En este estudio se encontraron en concentraciones que variaron entre 0.03 y 32.24 μ g/g, cabe señalar que en varias estaciones no se encontraron este tipo de compuestos.

Se observa en la Figura 75 la distribución espacial de esto compuestos y el grupo de estaciones A presentó la mediana más elevada. De manera individual, la estación D16, C11 e l41 presentaron las mayores concentraciones de hidrocarburos alifáticos (Anexo 5 y Figura 76).



Figura 75. Distribución espacial de Hidrocarburos Alifáticos.



Figura 76. Concentraciones de Hidrocarburos Alifáticos en sedimentos (µg/g, peso seco)

La profundidad si fue en este caso una variable que dio diferencias significativas en las concentraciones de compuestos alifáticos de acuerdo al análisis estadístico no paramétrico de Kruskall-Wallis, las estaciones ubicadas a 15 m mostraron estas diferencias con aquellas ubicadas a 100, 150 y 200 m.

En la Figura 77 se observan las mayores concentraciones en las estaciones ubicadas a 15 m de profundidad, cercanas al área costera.



Figura 77. Concentraciones de Alifáticos respecto a la profundidad.

UCM

La fracción UCM (Unresolved complex mixture) a menudo representa el principal componente de los hidrocarburos en los sedimentos contaminados con hidrocarburos, como en este caso y de la biota. Varios estudios han demostrado que la exposición a los componentes acuosos de la UCM puede afectar la salud de los organismos marinos, incluyendo la interrupción hormonal y las altas concentraciones de UCM ambientales han estado muy implicadas con el deterioro de la salud en las poblaciones silvestres. Los resultados del estudio determinaron un rango de concentraciones que varió de 0.03 a 31.6 μ g/g; (Anexo 5).

La distribución espacial de estos compuestos indicó que las mayores medianas se determinaron en el grupo de estaciones A (Figura 78); de manera individual las concentraciones mayores correspondieron a las estaciones A1, A3, así como la F27 (Anexo 5 y Figura 79).







Figura 79. Concentraciones de UCM en sedimentos (μ g/g, peso seco).

Este grupo de hidrocarburos (UCM) presentó mayores concentraciones en estaciones costeras y la Sonda Costera, aunque se observa un tipo de trayectoria de hidrocarburos UCM en varias estaciones ubicadas en la parte Norte-Noroeste de la Península de Yucatán (Figura 79).

No se encontraron diferencias significativas entre las profundidades y las concentraciones de UCM detectadas (Figura 80), tal como lo determinó el análisis estadístico de Kruskall-Wallis.



Figura 80. Concentraciones de UCM respecto a la profundidad.

Hidrocarburos totales

La suma de las diferentes fracciones de hidrocarburos analizados corresponde a los hidrocarburos totales. Estos se presentaron en un rango de concentraciones de 0.06 a $53.06 \mu g/g$.

En la Figura 81 se observa la distribución espacial de estos compuestos y el grupo de estaciones con mediana más alta fue la A. De manera individual se encontraron concentraciones más elevadas de HC totales en las estaciones D16, C11 y A1 (Anexo 5 y Figura 82).



Figura 81. Distribución espacial de Hidrocarburos totales.



Figura 82. Concentraciones de Hidrocarburos totales en sedimentos (µg/g, peso seco)

La distribución de las concentraciones de hidrocarburos totales en las estaciones de muestreo confirma que las aportaciones terrestres y las actividades petroleras que se

realizan en la Sonda de Campeche son la principal fuente de este tipo de contaminantes al medio marino estudiado. Son muy claras las menores concentraciones encontradas en estaciones alejadas de la región terrestre, con la excepción de una estación en la parte Norte-Noroeste de la Península que presentó elevadas concentraciones de hidrocarburos totales, tal vez debido al transporte de estos contaminantes por las corrientes.

Las estaciones que presentaron concentraciones más elevadas respecto a la profundidad fueron el grupo de estaciones a 15 m (Gráfica 13). El análisis estadístico de Kruskall-Wallis determinó que hubo diferencias significativas entre las estaciones ubicadas a 15 m de profundidad y aquellas en 150 y 200 m.



Figura 83. Concentraciones de HC totales respecto a la profundidad.

Análisis QA/QC

El control de calidad de las muestras de sedimentos incluyó el manejo de muestras por lotes en los que se incluyeron 8 blancos, réplicas, materiales de referencia y el cálculo de los porcentajes de recuperación para cada una de las muestras analizadas (Figura 84, Figura 85 y Figura 86).



Figura 84. Porcentajes de recuperación del Terfenil.



Figura 85. Réplicas de varias muestras de sedimentos.



Figura 86. Materiales de referencia empleados como parte del QA/QC.

Marcadores moleculares del petróleo en sedimentos

En la Figura 87 se presentan las concentraciones del C_{23} terpano tricíclico detectadas en las muestras de sedimento y puede verse que no se encontraron diferencias en las concentraciones de dicho compuestos a las diferentes profundidades.



Figura 87. Concentraciones del C₂₃ terpano triciclico en los sedimentos del área de estudio.

En la Figura 88 y Figura 89 se muestran las concentraciones de los C_{24} y C_{25} terpanos triciclicos de los sedimentos respectivamente, y puede observarse que no se encontraron diferencias en las concentraciones de éstos compuestos entre las distintas profundidades. Cabe señalar que el C_{24} fue el que presentó las mayores concentraciones del grupo de los terpanos tricíclicos.



Figura 88. Concentraciones del C₂₄ terpano tricíclico en los sedimentos del área de estudio.



Figura 89. Concentraciones del C₂₄ terpano triciclico en los sedimentos del área de estudio.

Las concentraciones de los terpanos tetracíclicos se presentan en la Figura 90 y Figura 91, para el caso del C_{27} no se encontraron diferencias significativas en los valores de éste compuesto de una profundidad a otra; por otro lado el C_{28} fue el que presentó los menores niveles y se observó en un mayor número de estaciones, presentando las mayores concentraciones en la profundidad de 200 y 150m las cuales fueron significativamente mayores a las de los 15 y 50m las cuales fueron las profundidades que registro los menores valores.



Figura 90. Concentraciones del C₂₇ terpano tetraciclico en los sedimentos del área de estudio.



Figura 91. Concentraciones del C₂₈ terpano tetracíclico en los sedimentos del área de estudio.

En la Figura 92 se presentan las concentraciones del 17a 21b 22 29 30 trisnorhopano en los sedimentos del área de estudio, el cual fue el compuesto que presentó los mayores niveles del grupo de los terpanos pentacíclicos, las mayores concentraciones se registraron a los 50 y 100 metros, dichas concentraciones fueron significativamente menores a las encontradas a una profundidad de 15m. Para el caso del 17a 21b 30 norhopano las concentraciones se muestran en la Figura 93, en ella pude verse que las concentraciones registradas a los 200 metros fueron significativamente mayores a las encontradas en las profundidades restantes.



Figura 92. Concentraciones del 17a 21b 22 29 30 trisnorhopano en los sedimentos del área de estudio.



Figura 93. Concentraciones del 17α 21β 30 norhopano en los sedimentos del área de estudio.

La Figura 94 presenta los valores de las concentraciones del del 18α y 18β oleanano en los sedimentos, en ella pude verse que las concentraciones a los 200 metros fueron las

mayores registradas en tanto que las menores corresponden a los 15 metros, al comparar tales concentraciones se determinó que estas diferencias son significativas.



Figura 94. Concentraciones del 18 α y 18 β oleanano en los sedimentos del área de estudio.

Las concentraciones del 17 α 21 β hopano se presentan en la Figura 95, las mayores concentraciones de éste compuesto se presentaron en la zona de 200m y éstas fueron significativamente mayores a las de las profundidades restantes. Para el caso del 17 β 21 α hopano (Figura 96) las concentraciones también fueron las encontradas a los 200m las mayores pero en este caso solamente fue significativa la diferencia comparada con los 15 y 100m.



Figura 95. Concentraciones del 17α 21β hopano en los sedimentos del área de estudio.



Figura 96. Concentraciones del 17β 21α hopano en los sedimentos del área de estudio.

En la Figura 97 y Figura 98 se presentan las concentraciones del 22S y 22R homohopanos y puede verse que la profundidad de 200 metros fue la que presentó los mayores niveles de estos compuestos, para el caso del 22S homohopano las concentraciones de la profundidad antes mencionada fueron significativamente mayores a las cuatro profundidades restantes, en tanto que para el caso del 22R solo fue significativamente mayor a las profundidades 15 y 50m.



Figura 97. Concentraciones del 22S 17α 21β homohopano en los sedimentos del área de estudio.



Figura 98. Concentraciones del 22S y 22R 17a 21β homohopano en los sedimentos del área de estudio.

Las concentraciones del 22S y 22R bishomohopanos presentaron las mayores concentraciones en la zona de 200m (Figura 99 y Figura 100) y estos valores fueron significativamente mayores a los de las profundidades menores, en dicha figura puede verse también que hay un incremento en las concentraciones de estos compuestos con el aumento de la profundidad.



Figura 99. Concentraciones del 22S 17a 21β bishomohopano en los sedimentos del área de estudio.



Figura 100. Concentraciones del 22R 17a 21β bishomohopano en los sedimentos del área de estudio.

En la Figura 101 y Figura 102 se muestran las concentraciones del 22S y 22R 17 α 21 β trishomohopano en los sedimentos del área de estudio, y al igual que en el caso de los

bishomohopanos las mayores concentraciones se presentaron a los 200 metros y dichos niveles son significativamente mayores a los encontrados en las zonas restantes.



Figura 101. Concentraciones del 22S 17α 21β trishomohopano en los sedimentos del área de estudio.



Figura 102. Concentraciones del 22R 17α 21β trishomohopano en los sedimentos del área de estudio.

Para el caso del 22S y el 22R 17 α 21 β tetrakishomohopano las concentraciones se presentan en la Figura 103 y Figura 104, los mayores niveles se registraron en la zona de 200 metros y dichas concentraciones fueron significativamente mayos a la zona de 15m para el caso del 22S, en tanto que para el 22R las cuatro zonas restantes.



Figura 103. Concentraciones del 22S 17α 21β tetrakishomohopano en los sedimentos del área de estudio.



Figura 104. Concentraciones del 22R 17α 21β tetrakishomohopano en los sedimentos del área de estudio.

Para el caso del 22S y el 22R 17 α 21 β pentakishomohopano (Figura 105 y Figura 106) igual que los compuestos anteriores las mayores concentraciones se registraron a los

200m, estas fueron significativamente mayores a los 15 y 50 metros para el primer compuesto y a los 15 metros para el segundo.



Figura 105. Concentraciones del 22S 17α 21β pentakishomohopano en los sedimentos del área de estudio.



Figura 106. Concentraciones del 22R 17α 21β pentakishomohopano en los sedimentos del área de estudio.

Para el caso del homomoretano las concentraciones se presentan en la Figura 107, para el caso de éste compuesto, contrario a los anteriores, las concentraciones fueron mayores en la zona de 15 metros y fueron disminuyendo conforme aumentó la profundidad, estas elevadas concentraciones en la primer zona fueron significativamente mayores a las encontradas en las profundidades de 100 y 150m.



Figura 107. Concentraciones homomoretano en los sedimentos del área de estudio.

La Figura 108 presenta las concentraciones de los esteranos en los sedimentos de las distintas profundidades del área de estudio y podemos ver que las mayores concentraciones se registraron en la zona de mayor profundidad y las menores en la áreas mas someras, así mismo, los elevados valores del área de los 200 metros son significativamente mayores a los de los 15 metros.



Figura 108. Concentraciones de esteranos en los sedimentos del área de estudio.

Distribución espacial

En la Figura 109 podemos observar la distribución espacial de los hopanos tricíclicos denotándose las concentraciones más elevadas al oeste del área de estudio, dicha distribución obedece que esta zona del área de estudio es la más cercana al área de extracción petrolera.



Figura 109. Distribución espacial de hopanos triciclicos en la plataforma continental yucateca.

En la Figura 110, se observa que los hopanos tetraciclicos presentan un patrón de distribución muy similar a los hopanos triciclicos, con las concentraciones más elevadas en las zonas cercanas a las áreas de actividad petrolera; para el caso de éstos compuestos se encontró además una zona al norte de la península con valores elevados. La distribución espacial del 17 α 21 β 30 norhopano el cual fue uno de los compuestos que registraron las más altas concentraciones se presenta en la Figura 111, en ella puede observarse que las mas altas concentraciones se encontraron al oeste de la zona de estudio así como a lo largo de la zona de 200 metros se profundidad.



Figura 110. Distribución espacial de hopanos tetracíclicos en la plataforma continental yucateca.



Figura 111. Distribución espacial del 17α 21β 30 norhopano en la plataforma continental yucateca.

La distribución de 18 α y 128 β oleanano se presenta en la Figura 112, puede observarse que las mayores concentraciones se encontraron al oeste del área de estudio así como en las zonas más profundas. Por otro lado en la Figura 113 se muestra la distribución del 17 α 21 β hopano y puede verse que este compuestos presentó las mayores concentraciones a lo largo de la isobata de los 200m metros y observa una disminución en sus valores al disminuir la profundad.



Figura 112. Distribución espacial del 18 α y 18 β oleanano en la plataforma continental yucateca.



Figura 113. Distribución espacial del 17α 21β hopano en la plataforma continental yucateca.

En la Figura 114 se muestra la distribución del homomoretano en la zona de estudio, puede observarse que las mayores concentraciones se presentaron en estaciones cercanas a la costa y presentaron una disminución al alejarnos de ella. En la Figura 115 se puede observar que para el caso de los homohopanos los valores más altos se observaron en el área mas lejana a la costa.


Figura 114. Distribución espacial del homomoretano en la plataforma continental yucateca.



Figura 115. Distribución espacial de lo homohopanos en la plataforma continental yucateca.

La distribución espacial de los esteranos se presenta en la Figura 116, dichos compuestos presentaron las mayores concentraciones al oeste de la zona de estudio así como a lo largo de la zona de mayor profundidad.



Figura 116. Distribución espacial de los esteranos en la plataforma continental yucateca.

En la Figura 117 se presenta una grafica elaborada con las abundancias de los hopanos en las muestras de seis petróleos mexicanos: (AKM, maya, pesado dos bocas, olmeca, istmo y ligero dos bocas), y el petróleo derramado (Deep Water Horizon), como puede verse en dicha grafica la distribución y abundancias relativas de los hopanos son diferentes en los petróleos antes mencionados.

El petróleo Deep Water Horizon presentó una para la relación Ts/Tm un valor mayor que 1, una relación C_{29}/C_{30} baja, una proporción C_{34}/C_{35} alta, presencia de C30 esteranos y bajos niveles de homohopanos lo cual es indicativo de un origen de ambiente deltaico marino.

Los petróleos Maya, Akm, pesado dos bocas y olmeca presentaron una proporción Ts/Tm menor que 1, una relación C_{29}/C_{30} alta, una relación C_{34}/C_{35} baja, presencia de C30 esteranos, elevados niveles de gammacerano y altos niveles de homohopanos lo cual es indicativo de un origen de ambiente marino carbonatado.

Finalmente para los petroleos Istmo y ligero dos bocas presentaron una proporción Ts/Tm menor a 1, una relación C_{34}/C_{35} alta, la presencia de gammacerano, bajos niveles de diasteranos y una alta abundancia de terpenos triciclicos son indicativos de un origen de ambiente salino lacustre.



Figura 117. Diagrama de abundancias de los hopanos en los diferentes petróleos.

Añadiendo las estaciones correspondientes a las chapapoteras al diagrama (Figura 118), podemos observar que ninguna de ellas está próxima a las muestras del petróleo Deep Water Horizon. Las chapopoteras que se encuentran cercanas a los petróleos pesados mexicanos están ubicadas geográficamente en las cercanías de la zona de explotación marina de Pemex. El grupo restante de chapopoteras que no se encuentra cerca de los diversos tipos de petróleo, es precisamente el ubicado en lo que se conoce como zona de chapopoteras, ubicándose al Oeste y Noroeste de la zona de plataformas.



Figura 118. Diagrama de abundancias de los hopanos en los diferentes petróleos y chapopoteras.

En la Figura 119 podemos observar que ninguna de las muestras correspondientes a los sedimentos de la zona de estudio se ubica cerca de las muestras del Deep Water Horizon, las muestras del transecto A son las estaciones que se encuentran más cercanas a los petróleos y chapopoteras de México.



Figura 119. Diagrama de abundancias de los hopanos en los diferentes petróleos, chapopoteras y en los sedimentos.

Metales pesados en sedimentos

El Bario es un elemento que es usado principalmente en la industria petrolera en los procesos de perforación en forma de "lodos de perforación", de ahí que se le asocie a la industria petrolera y de esta manera funja como probable indicador de contaminación por petróleo. Sin embargo también está asociado a cierto tipo de rocas y minerales y pueden presentarse obviamente en ciertas áreas.

En la Figura 120 se muestra la distribución espacial del Bario en sedimentos de la Plataforma Continental de la Península de Yucatán, se observan valores elevados en la zona cercana a Cayo Arenas, sitio donde se encuentran instalaciones de Pemex, y en la zona de Isla Holbox. El Ba es un elemento abundante en la naturaleza, aunque concentraciones altas pueden ser observadas en zonas en donde las descargas de los sistemas dulce acuícolas se conectan con el mar, principalmente cuando arrastran productos utilizados en la agricultura, como lo son los fertilizantes. Es posible que esto pueda estar observándose en la zona circundante a Isla Holbox, en donde las descargas de las descargas subterráneas de agua de la península son vertidas al mar.



Figura 120. Distribución espacial de Bario biodisponible en sedimentos recientes

La mediana observada en el caso del Bario fue de 24.894 µg/g con un valor máximo de 68.24 y un mínimo de 2.723. El Bario presentó una distribución muy homogénea en las muestras de las cinco isobatas (15, 50, 100, 150 y 200 mts), no se observó diferencia estadísticamente significativa, aunque se aprecia un ligero descenso conforme aumenta la profundidad (Figura 121).



Figura 121. Concentraciones medianas de Bario biodisponibles en sedimento del área de estudio, presentados por isobata.

En el caso del Níquel, la distribución es diferente, prácticamente las mayores concentraciones de este metal se encuentran lejos de la zona costera (Figura 122).



Figura 122. Distribución espacial de Níquel biodisponible en sedimentos recientes

La mediana observada en el caso del Níquel fue de 0.477 µg/g con un valor máximo de 4.761 y estaciones con valores debajo del límite de detección. El Níquel al igual que el Bario, presentó homogeneidad a lo largo del área de estudio, de igual manera no se observaron diferencias significativas entre las muestras de las diferentes isobatas (Figura 123).



Figura 123. Concentraciones medianas de Níquel biodisponibles en sedimento del área de estudio, presentados por isobata.

El Vanadio es un elemento muy utilizado en la industria metalúrgica y se encuentra asociado al petróleo y a la combustión de hidrocarburos del mismo origen. Es además un metal esencial para algunos organismos marinos, los cuales lo utilizan en su sistema circulatorio por lo tanto, está asociado a minerales o rocas formadas por este tipo de organismos. En la Figura 124, se observan valores máximos a ambos extremos, los de la izquierda coinciden con la cercanía de Cayo Arcas, área de actividad petrolera; los de la derecha coinciden con el área de Isla Holbox, área en la cual no se han registrado actividades como las mencionadas anteriormente, los niveles altos pueden atribuirse a posibles descargas subterráneas que provienen de la península y/o organismos como las ascidias, las cuales almacenan altas cantidades de vanadio. Los ascidiáceos y en general todos los tunicados poseen un sistema circulatorio bien desarrollado. Las células sanguíneas son poco especializadas y realizan gran cantidad de funciones; pueden agruparse en cuatro tipos: los linfocitos, las células en mórula, los fagocitos nutritivos y los nefrocitos. Las células en mórula son especialmente llamativas, ya que son las encargadas de la acumulación de metales pesados, como niobio, tantalio y vanadio. Las más comunes son las últimas y en ellas se producen concentraciones de vanadio 100 millones de veces superiores a las del agua de mar, similares a las de Amanita muscaria. Estas células, los vanadocitos, penetran en la túnica y se sitúan en la zona más externa de la misma. El vanadio es un fuerte inhibidor del metabolismo y requiere un pH inferior a 2 para estar en el estado de oxidación en el que se encuentra, por lo que existe ácido sulfúrico concentrado en las vesículas de los vanadocitos que contienen vanadio. La función de este vanadio es intervenir en la síntesis de la túnica,

donde cataliza la polimerización de las fibras de tunecina y actúa de repelente para los posibles predadores. El Vanadio es un elemento ampliamente distribuido en la naturaleza, aunque concentraciones altas pueden ser observadas en zonas en donde las descargas de los sistemas dulce acuícolas se conectan con el mar, principalmente cuando arrastran productos utilizados en la agricultura, como lo son los fertilizantes. Es posible que esto pueda estar observándose en la zona circundante a Isla Holbox, en donde las descargas subterraneas de agua de la península son vertidas al mar. Es pertinente indicar que en la Península de Yucatán son utilizados los fertilizantes en las zonas agrícolas del sur de Yucatán y la zona cañera el estado de Quintana Roo.



Figura 124. Distribución espacial de Vanadio biodisponible en sedimentos recientes

La mediana observada en el caso del Vanadio fue de 0.393 µg/g con un valor máximo de 3.769 y estaciones con valores debajo del límite de detección. El comportamiento fue similar a los anteriores y de igual manera no se observaron diferencias significativas entre las muestras de las diferentes isobatas (Figura 125).



Figura 125. Concentraciones medianas de Vanadio biodisponibles en sedimento del área de estudio, presentados por isobata.

En la Figura 126, podemos apreciar cierta correlación positiva entre el Vanadio y el Níquel, aunque ésta no es estadísticamente significativa (Cuadro 12).



Figura 126. Gráfico de correlación entre Vanadio y Níquel para la zona de estudio.

	V (µg/g)	Ni (µg/g)
V (µg/g)	1.000000	0.099936
Ni (µg/g)	0.099936	1.000000

Cuadro 12. Correlación de Spearman significativa al p <.05000

En la Figura 127, podemos apreciar cierta correlación negativa entre el Bario y el Níquel estadísticamente significativa (Cuadro 12).



Correlations (metales sedimentos gomex 3 4v*82c)

Figura 127. Gráfico de correlación entre Bario y Níquel para la zona de estudio.

Cuadro 13. Correlación de Spearman para Níquel y Bario significativas al p <.05000

	Ni (µg/g)	Ba (µg/g)
Ni (µg/g)	1.000000	-0.360440
Ba (µg/g)	-0.360440	1.000000

En la Figura 128, podemos apreciar cierta correlación positiva entre el Vanadio y el Bario estadísticamente significativa (Tabla 3). La barita se encuentra en la naturaleza asociada o otros minerales como lo son la calcita, aragonita, vanadinita, etc, es probable que la correlación observada es atribuible a esta asociación natural entre ambos minerales.



Figura 128. Gráfico de correlación entre Bario y Vanadio para la zona de estudio.

Cuadro 14. Correlación de Spearman para Vanadio y Bario significativa al p <.05000

	V (µg/g)	Ba (µg/g)
V (µg/g)	1.000000	0.307169
Ba (µg/g)	0.307169	1.000000

La Figura 129, muestra la distribución del bario agrupada por transecto y podemos apreciar que no se presenta ninguna tendencia en su distribución en sentido Oeste-Este, aunque valores ligeramente más altos se observan en los transectos extremos.



Figura 129. Niveles de Bario agrupados por transecto.

En el caso del Níquel (Figura 130), Se observa cierta disminución, aunque no es significativa, de Oeste a Este, probablemente debida al tipo de sedimento presente en el área.



Figura 130. Niveles de Niquel agrupados por transecto.

En la Figura 131, se observan los niveles de Vanadio agrupados por transecto de Oeste-Este, se aprecian los valores más elevados al Oeste, posiblemente atribuibles a la cercanía con Cayo Arcas y las instalaciones de Pemex, aunque se observan valores ligeramente altos en el extremo Este del área de estudio.



Figura 131. Niveles de Vanadio agrupados por transecto.

Las tablas de referencia (SQUIRT) de la NOAA, a través de los valores del TEL, PEL y AET para cada contaminante nos permiten hacer ciertas comparaciones con los niveles de contaminantes encontrados en los sedimentos del área de estudio; en el caso del Bario observamos que solamente tres estaciones rebasan el valor de referencia AET de 48 μ g/g, siendo la 1, 2 y 66 indicándose con esto esperan efectos adversos en el ambiente.

Para el caso de los valores encontrados de Níquel y el Vanadio en el área de estudio, ninguno de ellos rebasó los valores referencia del TEL y PEL, por lo tanto es poco probable esperar efectos adversos en los organismos.

CONTAMINANTES EN PECES

Como se explica en los métodos de análisis, solo se pudieron recolectar muestras de peces en algunas estaciones, pues el fondo rocoso dañaba las redes e impedía su uso. Las estaciones de muestreo donde se pudieron recolectar peces se agrupan en los extremos este y oeste de la zona de estudio, por lo que el análisis se realizará comparando estas dos zonas. La zona al oeste está cercana a la zona de Cayo Arcas, y a una zona donde hay un giro anticilónico casi permanente (Mariño y colaboradores, 2010).

Dado que los hígados de los lenguados eran muy pequeños, y además había que compartirlos con otros laboratorios, solo se analizaron en este tejido los hidrocarburos, mientras que en el músculo se analizaron los hidrocarburos y metales.

Hidrocarburos en peces

Las concentraciones de la fracción de hidrocarburos alifáticos en hígado y en músculo por zona se presentan en la Figura 132 y Figura 133. Las concentraciones más altas en hígado se encuentran al este de la zona de estudio, cerca del Canal de Yucatán, mientras que en músculo la distribución es la inversa, presentando mayores concentraciones al oeste, cerca de Cayo Arcas.



Figura 132. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los hidrocarburos alifáticos en hígado de lenguados.



Figura 133. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los hidrocarburos alifáticos en músculo de lenguados.

En el caso del hígado, las diferencias observadas entre las dos zonas son estadísticamente significativas (Kruskal-Wallis chi-squared = 6.1031, df = 1, p-value = 0.01349), mientras que en músculo no lo son (Kruskal-Wallis chi-squared = 2.2979, df = 1, p-value = 0.1295).

Las concentraciones de la fracción de hidrocarburos aromáticos policíclicos (PAHs) en hígado y en músculo por zona se presentan en la Figura 134 y Figura 135. Las concentraciones más altas en hígado y músculo se encuentran al oeste de la zona de estudio, cerca del Canal de Yucatán.



Figura 134. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los PAHs en hígado de lenguados.



Figura 135. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los PAHs en músculo de lenguados.

En el caso del hígado, las diferencias observadas entre las dos zonas son estadísticamente significativas (Kruskal-Wallis chi-squared = 5.6156, df = 1, p-value = 0.0178), y en músculo no lo son (Kruskal-Wallis chi-squared = 5.6156, df = 1, p-value = 0.0178).

Las concentraciones de los hidrocarburos totales en hígado y en músculo por zona se presentan en la Figura 136 y Figura 137. Las concentraciones son prácticamente idénticas, tanto en hígado como en músculo. Esto se refleja que en ninguno de los dos tejidos son estadísticamente significativas (hígado: Kruskal-Wallis chi-squared = 0.6995, df = 1, p-value = 0.4029; músculo: Kruskal-Wallis chi-squared = 0.6995, df = 1, p-value = 0.4029).



Figura 136. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de la concentración de hidrocarburos totales en hígado de lenguado.



Figura 137. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los hidrocarburos totales en músculo de lenguados.

En la Figura 138 se presentan las concentraciones promedio de la fracción de hidrocarburos alifáticos en el hígado de los lenguados de la zona de estudio, en dicha figura se puede observar, que las mayores concentraciones se presentaron en los peces de la estación A2 con un valor promedio mínimo de 0.030 µg/g, en tanto que los mayores valores detectados correspondieron a la estación O72 con un valor promedio de 12.737 µg/g.



Figura 138. Concentraciones promedio (µg/g) de hidrocarburos alifáticos en hígado de los peces del área de estudio.

Para el caso de la UCM las concentraciones promedio se presentan en la Figura 139, en ella pude observarse que la menor concentración detectada fue de 3.394 μ g/g para la estación O73 en tanto que la mayor se presentó en la estación O75 con un valor de 242.4 μ g/g.



Figura 139. Concentraciones promedio (µg/g) de UCM en hígado de los peces del área de estudio.

En la Figura 140, se presentan las proporciones de los PAHs de bajo peso molecular que se detectaron en los peces del área de estudio, en dicha figura puede observarse

que el fenantreno, el antraceno y el 1 y 2 metil fenantreno fueron los compuestos que se presentaron en mayores concentraciones.



1 = Naftaleno, 2 = 1,2,4 trietilbenzeno, 3 = 1,3,5 trietilbenzeno, 4 = 1metil + 2 metil naftaleno, 5 = Bifenil, 6 = 2,6 dimetilnaftaleno 7 = 2,3 y 1,5 dimetilnaftaleno, 8 = Acenafteno, 9 = Acenaftileno, 10 = Fluoreno, 11 = Fenantreno + Antraceno, 12 = 1 y 2 metil fenantreno.

Figura 140. Proporciones de los PAHs de bajo peso molecular en los peces del área de estudio.

Las concentraciones promedio de los PAHs de bajo peso molecular se muestran en la Figura 141, dichos compuestos presentaron la menor concentración promedio en la estación B6 con un valor de $0.002 \ \mu$ g/g en tanto que la mayor se registro en la estación B8 con un valor de 15.604 μ g/g.



Figura 141. Concentraciones promedio (μg/g) de los PAHs de bajo peso molecular en hígado de los peces del área de estudio.

En este sentido en la Figura 142 puede verse que el fenantreno y el antraceno fueron los compuestos de bajo peso molecular que registraron las mayores concentraciones, cabe señalar que dichos PAHs se encuentran dentro de la lista de contaminantes prioritarios para la EPA.



Figura 142. Concentraciones de los PAHs de bajo peso molecular presentes en mayores concentraciones en los peces.

Para el caso de los PAHs de alto peso molecular en la Figura 143 se muestran las proporciones relativas de estos compuesto y puede verse que el fluoranteno y benzo (a)

pireno fueron los compuestos que presentaron las mayores proporciones. Así mismo, en la Figura 144 se muestran las concentraciones promedio de estos compuestos, los cuales registraron la menor concentración promedio en la estación A2 con un valor de 0.051 μ g/g en tanto que la mayor se observo en la estación B8 con un valor de 2.109 μ g/g.



1 = Fluoranteno, 2 = Pireno, 3 = Criseno + benzo (a) antraceno, 4 = Benzo (a) pireno, 5 = Benzo (e) pireno, 6 = Perileno 7 = Dibenzo(ah)antraceno.



Figura 143. Proporciones de los PAHs de alto peso molecular en los peces del área de estudio.

Figura 144. Concentraciones promedio (µg/g) de PAHs de alto peso molecular en hígado de los peces del área de estudio.

En la Figura 145 se presentan las concentraciones de los PAHs de alto peso molecular que presentaron las mayores concentraciones y se encontraron en un mayor número de peces, de estos tres compuestos puede verse que el fluoranteno fue el que presentó los mayores niveles.



Figura 145. Concentraciones de los PAHs de alto peso molecular presentes en mayores concentraciones en los peces.

Las concentraciones promedio de los PAHs totales se presentan en la Figura 146, en ella se pude observar que los peces de la estación B6 fueron los que registro los menores valores, en tanto que los de la estación B8 los mayores con una concentración promedio de 28.144 μ g/g.



Figura 146. Concentraciones promedio de PAHs totales en hígado de los peces del área de estudio.

Para el caso de los hidrocarburos en totales las concentraciones promedio se presentaron en un intervalo de 0.306 a 249.12 µg/g registrándose las menores concentraciones en la estación O74 y las máximas en la O75 (Figura 147).



Figura 147. Concentraciones promedio de hidrocarburos totales en hígado de los peces del área de estudio.

La distribución de los PAHs es la herramienta más útil para distinguir entre los hidrocarburos de fuentes pirogénicas y los de fuentes petrogénicas (Wang y Fingas, 2003). La relación entre los PAHs de bajo peso molecular y los PAHs de alto peso molecular (LMW/HMW), se funda en el hecho de que la contaminación de origen

petrogénico se caracteriza por la predominancia de los PAHs de bajo peso molecular en tanto que los PAHs de alto peso molecular predominan en el caso de contaminación de origen pirolítico (De Luca *et al.*, 2005). Valores de la relación de los PAHs de bajo peso molecular respecto a los PAHs de alto peso molecular mayores de uno indican contaminación por fuentes petrogénicas en tanto que valores menores indican aportes pirogénico (Soclo *et al.*, 2000). En la Figura 148 se presentan los valores de la relación entre los PAHs de bajo peso molecular respecto a los de alto peso molecular y puede observarse que para la zona oeste los valores predominantes fueron mayores a uno lo cual es indicativo de una fuente petrogénica de estos compuestos, contrario a la zona este en la cual los valores observados fueron menores a uno lo cual estaría señalando una fuente pirogénica de estos PAHs.



Figura 148. Valores de la relación de los PAHs de bajo peso molecular respecto a los de alto peso molecular en hígado de los peces del área de estudio.

Por otro lado, además de las fuentes pirogénicas y petrogénicas, el perileno es también producido por fuentes biogénicas mediante la degradación de precursores biológicos durante la diagénesis temprana (Baumard *et al.*, 1998b). El perileno ha sido frecuentemente asociado con aportes de ríos y estuarios (Budzinski *et al.*, 1997) concentraciones de perileno mayores al 10 % del total de los isómeros pentacíclicos indica una probable fuente diagénica, en tanto que las concentraciones menores del 10 % indican una probable fuente pirogénica de este compuesto (Readman *et al.*, 2002). En este sentido el perileno estuvo presente en peces de siete estaciones y en todas ellas las concentraciones fueron indicativas de fuentes petrogenicas.

Debido a las condiciones del suelo en el área de estudio solo fue posible la colecta de organismos al este y oeste del área de estudio por lo cual se decidió realizar un anova no parametrico de kruscal wallis para determinar si estén diferencias en las concentraciones de los hidrocarburos en el hígado de los lenguados provenientes de ambos extremos de la península. En la Figura 149 se presentan los valores de las concentraciones de hidrocarburos alifáticos en los peces de las dos zonas del área de estudio en donde fue posible obtener especímenes, en dicha figura podemos ver que la mediana para los peces de la zona este fue mayor a los se la zona oeste, pero al realizar un análisis pos hoc se determinó que no estas diferencias no son significativas.



Figura 149. Concentraciones de hidrocarburos alifáticos en los peces de las dos zonas del área de estudio.

Para el caso de la UCM las concentraciones en los peces de las distintas zonas se presentan en la Figura 150, en ella puede observarse que las concentraciones de la zona este fueron mayores a las de la zona oeste sin ser estas diferencias significativas.



Figura 150. Concentraciones UCM en los peces de las dos zonas del área de estudio.

Las concentraciones de los PAHs de bajo peso molecular se presentan en la Figura 151, en el caso de estos compuestos las concentraciones de la zona oeste fueron mayores a la zona de este cabe mencionar que estas diferencias no fueron significativas, para el caso de los PAHs de alto peso molecular las concentraciones presentaron el mismo comportamiento (Figura 152).



Figura 151. Concentraciones de PAHs de bajo peso molecular en los peces de las dos zonas del área de estudio.



Figura 152. Concentraciones de PAHs de alto peso molecular en los peces de las dos zonas del área de estudio.

Para el caso de los PAHs totales las concentraciones se presentan en la Figura 153, en dicha figura puede observarse que las concentraciones en la zona oeste fueron mayores a las de la zona este, estas diferencias no fueron significativas.



Figura 153. Concentraciones de PAHs totales en los peces de las dos zonas del área de estudio.

En la Figura 154 se presentan las concentraciones de los hidrocarburos totales, y pude verse que las concentraciones de la zona este fueron mayores a las de la zona oeste y al igual que para todos los grupos anteriores las diferencias encontradas no fueron significativas.



Figura 154. Concentraciones de HCs totales en los peces de las dos zonas del área de estudio.

Metabolitos en peces

Las concentraciones de los metabolitos de naftaleno en bilis por zona se presentan en la Figura 155. Las concentraciones obtenidas son prácticamente idénticas en las dos zonas, lo que se confirma pues no hay diferencias significativas entre las medianas (Kruskal-Wallis chi-squared = 0.3282, df = 1, p-value = 0.5667).



Figura 155. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los metabolitos del naftaleno en bilis de lenguados.

Las concentraciones de los metabolitos de fenantreno en bilis por zona se presentan en la Figura 156. Las concentraciones obtenidas son mas altas en el este de la zona de estudio, cerca del Canal de Yucatán. Las diferencias entre las medianas son significativas (Kruskal-Wallis chi-squared = 2.0513, df = 1, p-value = 0.1521).



Figura 156. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los metabolitos del fenantreno en bilis de lenguados.

Las concentraciones de los metabolitos de pireno en bilis por zona se presentan en la Figura 157. Las concentraciones obtenidas son prácticamente idénticas en las dos zonas, lo que se confirma pues no hay diferencias significativas entre las medianas (Kruskal-Wallis chi-squared = 5.1971, df = 1, p-value = 0.02262).



Figura 157. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los metabolitos del pireno en bilis de lenguados.

Las concentraciones de los metabolitos de benzo(a)pireno en bilis por zona se presentan en la Figura 158. Las concentraciones obtenidas son más altas en el este de la zona de estudio, cerca del Canal de Yucatán. Las diferencias entre las medianas son significativas (Kruskal-Wallis chi-squared = 8.9031, df = 1, p-value = 0.002847).


Figura 158. Concentración mediana e intervalo intercuartílico de los metabolitos del benzo(a)pireno en bilis de lenguados.

Las concentraciones de los metabolitos de bajo peso molecular son mucho mas altas que las de los metabolitos de alto peso molecular (pirenos y benzo(a)pirenos), pero no hay diferencias entre las dos zonas. Los de alto peso molecular tienen concentraciones más altas al este de la zona de estudio.

Metales pesados en peces

Las concentraciones de bario en músculo por zona se presentan en la Figura 159. Las concentraciones mas altas se encuentran al oeste de la zona de estudio, cerca de Cayo Arcas. Las diferencias observadas entre las dos zonas son estadísticamente significativas (Kruskal-Wallis chi-squared = 7.6012, df = 1, p-value = 0.005833).



Figura 159. Concentración mediana e intervalo intercuartílico del bario en músculo de lenguados.

Las concentraciones de níquel en músculo por zona se presentan en la Figura 160. Las concentraciones más altas se encuentran al oeste de la zona de estudio, cerca de Cayo Arcas. Las diferencias observadas entre las dos zonas no son estadísticamente significativas (Kruskal-Wallis chi-squared = 0.0048, df = 1, p-value = 0.9446).



Figura 160. Concentración mediana e intervalo intercuartílico del níquel en músculo de lenguados.

Las concentraciones de vanadio en músculo por zona se presentan en la Figura 161. Las concentraciones mas altas se encuentran al oeste de la zona de estudio, cerca de Cayo Arcas. Las diferencias observadas entre las dos zonas no son estadísticamente significativas (Kruskal-Wallis chi-squared = 3.0203, df = 1, p-value = 0.08223).



Figura 161. Concentración mediana e intervalo intercuartílico del vanadio en músculo de lenguados.

Procedimientos de QA/QC en los análisis de contaminantes

La identificación de los compuestos en las matrices estudiadas se realizó mediante el uso de estándares antes y después de la inyección de las muestras. Los estándares de PAHs fueron de la marca Ultra Scientific.

100 µl de una solución de 200 µg/ml de terfenil (GC-MS) fueron agregados al inicio del proceso de extracción tanto en matrices tisulares y sedimentarias para determinar los porcentajes de recuperación del método.

Se realizaron curvas de calibración de 5 puntos para demostrar el rango lineal del detector antes de la inyección de las muestras. Para los hidrocarburos aromáticos policíclicos se realizaron inyecciones de 20, 100, 250, 500 y 1000 ng/ml de una mezcla de analitos. De igual manera se realizó una curva de calibración del terfenil en niveles de 0.4, 2, 5, 10 y 20 µg/ml.

Para corroborar la estabilidad en la sensibilidad de los instrumentos, cada 8 a 10 muestras es determinada la respuesta de los PAHs respecto a la curva de calibración del estándar, mediante un chequeo con un estándar de 100 μ g/ml en el caso del detector de ionización de flama y de 200 μ g/ml para el GC-MS. Las respuestas de los estándares fueron comparados con los de la curva de calibración inicial.

Los cálculos de los analitos fueron hechos con base en los valores de las curvas de calibración mostrados en el Anexo 6:

En el Anexo 7 se muestran los límites de detección para los diferentes analitos, los hidrocarburos en sedimentos y organismos están expresados en $\mu g/g$. Los plaguicidas y PCBs están expresados en ng/g en sedimentos y organismos. Los metabolitos en bilis se expresan en $\mu g/ml$ y los metales en ng/g.

Análisis del blanco del método

Una muestra corrida desde el principio del análisis pero sin la matriz a analizar sirve para monitorear la contaminación e interferencias desde la cristalería, hasta los reactivos utilizados. Un blanco de método aceptable no contiene los analitos de interés en concentraciones por arriba de 3 veces el límite de detección del método. Si el blanco del método excede este criterio, el procedimiento analítico esta fuera de control y la fuente de contaminación deberá ser investigada y medidas correctivas deberán aplicarse antes de proceder al análisis. La primera acción correctiva deberá ser reinyectar el blanco para confirmar el evento fuera de control. Si el blanco continuo excediendo el criterio, todas las muestras de ese lote deberán re-extraerse y re analizarse. Se analizó una blanco por cada lote de 10 muestras. En el Anexo 8 se muestran los valores promedio de los blancos de los análisis.

Un blanco enriquecido fue analizado para determinar la eficiencia del método, en el Anexo 9 se pueden observar los porcentajes de recuperación para los diferentes analitos

Gráficas de control







Figura 163. Naftaleno en materiales de referencia ATUN 435.



Figura 164. 1 y 2 metil naftaleno en materiales de referencia ATUN 435



Figura 165. Bifenil en materiales de referencia ATUN 435.



Figura 166. Acenaftileno en materiales de referencia ATUN 435



Figura 167. Antraceno en materiales de referencia ATUN 435

Metales en organismos

	V (µg/g)	Ni (µg/g)	Ba (µg/g)
Bco 1	0.0015	0.0029	0.0000
Bco 2	0.0032	0.0026	0.0000
Bco 3	0.0000	0.0063	0.0000
Bco 4	0.0000	0.0000	0.0000
Bco 5	0.0014	0.0028	0.0000
Promedio bcos	0.0012	0.0029	0.0000
Promedio mtras	0.1828	0.3400	1.6656

Cuadro 15. Valores de los blancos usados en el análisis de metales en organismos.



Figura 168. Níquel en materiales de referencia ATUN 435.

En el caso de organismos, el análisis de duplicados no fue posible debido a que la cantidad de muestra colectada no lo permitió.

Metales en sedimentos

	V (µg/g)	Ni (µg/g)	Ba (µg/g)
Blanco 1	0.0214	0.0000	0.0000
Blanco 2	0.0000	0.0000	0.0000
Blanco 3	0.0107	0.0000	0.0000
Blanco 4	0.0159	0.0697	0.0000
Blanco 5	0.0188	0.0806	0.0000
Blanco 6	0.0131	0.0141	0.0000
Blanco 7	0.0000	0.0000	0.0103
Promedio bcos	0.0114	0.0235	0.0015
Promedio mtras	0.6008	0.9967	26.0019

Cuadro 16. Valores de los blancos usados en el análisis de metales en sedimentos.

Cuadro 17. Valores de los duplicados de los análisis de metales en sedimentos.

	V (µg/g)	Ni (µg/g)	Ba (µg/g)
B9	0.809	1.939	29.459
B9 R1	1.055	1.771	27.642
B9 R2	0.794	1.861	26.273
J48	0.114	0.518	20.482
J48 R1	0.171	0.284	20.513
J48 R2	0.180	0.313	18.542
075	0.238	0.160	22.477
075 R1	0.205	0.144	22.833
O75 R2	0.150	0.156	21.403

Marcadores moleculares del petróleo

Hasta la fecha de realización de los análisis, no fue posible encontrar materiales de referencia para marcadores moleculares del petróleo, sin embargo se utilizó un estándar interno y de esta manera se usó el porcentaje de recuperación como un control de calidad; de esta manera, se utiliza el terfenil para este procedimiento.

Con la intención de mantener un control sobre la variabilidad en la sensibilidad del GC-MS, antes de la inyección de la muestra se agregó a cada una de las muestras y blancos 100 μ l de 17b 21b hopano con una concentración de 1 μ g/ml.

BIOMARCADORES EN PECES

Evaluación de la Expresión del Gen CYP1A por Medio de la Técnica de RT-PCR.

En la Figura 169, se muestran los geles representativos de algunos organismos analizados, en donde se observa un fragmento de 568 pb correspondiente al gen del CYP1A. Adicionalmente, se muestra la amplificación de un fragmento de 300 pb que corresponde al gen constitutivo de la β-actina que fue utilizado como estándar interno para confirmar la homogeneidad de la concentración de DNA en la reacción de PCR. Estos fragmentos fueron amplificados mediante la reacción de RT-PCR en los hígados de bagres y lenguados utilizando primers degenerados del CYP1A que fueron diseñados en el Laboratorio de Ecotoxicología Acuática a partir de la secuencia de aminoácidos de otras especies de peces descritas en la base de datos de genes del GenBank.



Figura 169. Amplificación de fragmentos del gen del CYP1A en lenguados Scyacium gunteri.

Por otro lado, en esta misma figura se observan que las intensidades del fragmento del gen del CYP1A varían individualmente entre los organismos, indicando así, que los fragmentos más intensos corresponden a una mayor expresión del gen.

En lo que respecta a nuestros controles de calidad, podemos observar en el penúltimo y último carril de esta figura, se utilizaron controles internos para garantizar la calidad de los reactivos, y para identificar casos de posible contaminación de las muestras. Como se puede apreciar en el carril (-) no amplificó ningún fragmento lo que indicó que no existió ninguna contaminación ni en los reactivos ni en las muestras utilizadas. Por otro lado, en el caso del carril (+) este fragmento amplificado es de una muestra previamente evaluada que utilizamos como control interno. La amplificación siempre de este control en cualquier lote utilizado garantiza que el procedimiento fue correcto. Tanto el control (+) como él (-) fueron utilizados en cada lote y gel analizado.

De acuerdo a los objetivos planteados en este estudio y para obtener una mejor interpretación de los efectos a nivel molecular en los organismos, los fragmentos del gen del CYP1A en todos los peces colectados en la zona de estudio, fueron evaluados mediante densitometría, con el fin de poder cuantificar la intensidad de cada fragmento. En el Anexo 10, se detallan las intensidades de los fragmentos del gen del CYP1A, VTG CAT y GST de todos los peces colectados en la zona de estudio.

En la Figura 170, se muestran las estaciones donde se observan las mayores y menores intensidades de los fragmentos amplificados del gen CYP1A que fueron detectados en los lenguados *Scyacium gunteri*, colectados en la Zona Continental de la Península de Yucatán y del Golfo de México. Tal y como se puede apreciar, los peces colectados en las estaciones 4 y 5 fueron los peces que mostraron las mayores inducciones de este gen seguidos por los peces colectados en las estaciones 8 y 74. Todo lo contrario sucedió con los peces que tuvieron las menores expresiones de este gen, que fueron colectados en las zonas 73 y 75.

El resultado del análisis de varianza no paramétrico de Kruskal-Wallis mostró que existieron diferencias estadísticamente significativas entre las inducciones del CYP1A de los peces colectados en las diferentes localidades. Estas diferencias en la expresión, son evidentes ya que los mayores niveles fueron detectaos en peces capturados en las zonas adyacentes a la Zona Petrolera y al de la Laguna de Yalahao en el límite con el Mar Caribe al Norte (estaciones 4,5 y 74).

Comparando los niveles de expresión del gen del CYP1A de los peces colectados en este estudio, con los realizados en otro trabajos en la misma zona, podemos apreciar que en general los niveles fueron mayores, denotando que en esta área puede existir una influencia de diferentes compuestos planos como los Hidrocarburos Aromáticos (PAHs), Bifenilos Policlorados (PCBs), Dioxinas, y a algunos Plaguicidas que pueden estar presentes en la zona.

Es importante mencionar que los derrames de hidrocarburos a menudo se consideran un riesgo de toxicidad aguda a los organismos acuáticos, sin embargo, los componentes más volátiles tienden a evaporarse o descomponerse rápidamente en el medio ambiente. Sin embargo, Schein et al, (2009) demostró que posterior a las 18 horas del derrame los componentes restantes del derrame de hidrocarburos fueron sometidos por agitación a procesos de erosión y solubilización y los efectos en los peces fueron crónicamente tóxicas. Este mismo estudio también demostró que los peces expuestos a los restantes componentes solubles en el agua incrementaron la expresión del gen CYP1A y de la actividad enzimática EROD y posteriormente, estos efectos fueron acompañados por una reducción significativa en el crecimiento de los embriones, el cese al desarrollo del embrión.



Figura 170. Expresión del gen del CYP1A en hígados de lenguados Scyacium gunteri colectados en diferentes estaciones de muestreo.

Tal y como se mencionó anteriormente, los niveles de expresión de CYP1A y EROD en los hígados de los peces colectados en este estudio, fueron mayores a las detectadas en otros estudios realizados en esta zona. Estos resultados son muy significativos, ya que aun cuando sabemos que los peces expuestos a hidrocarburos incrementan la expresión del CYP1A, también se ha demostrado que el efecto de los dispersantes de petróleo aunados a las mezclas de los hidrocarburos puede potenciar la inducción y de los efectos en los organismos.

Ramachandran et al (2004), realizó pruebas de toxicidad con tres dispersantes y diferentes tipos de petróleo y demostró que las curvas de respuesta aumentaron la expresión del gen CYP1A y la actividad EROD en los peces tratados con petróleo más dispersantes. Resultados similares fueron descritos por Gagnon y Holdway (2000) y Cohen et al (2001), donde las inducciones de EROD y daño hepático fueron mayores en peces tratados con dispersantes.

Por otro lado, en la Figura 171 se muestran las zonas de colecta donde se observaron las mayores expresiones del gen VTG en los lenguados de la especie *Scyacium gunteri*. Tal y como se puede observar las mayores expresiones fueron detectadas en los peces colectados en las estaciones 73, 10, 9 y 8 y las menores expresiones fueron detectadas en los peces capturados en las estaciones 75 y 2. El análisis de Kruskal Wallis, de mostró que si existieron diferencias estadísticas significativas entre los niveles de la VTG (H= 52.60, P= 0.0003) en los peces colectados en las diferentes estaciones.



Figura 171. Expresión del gen de la VTG en hígados de lenguados *Scyacium gunteri* colectados en diferentes estaciones de muestreo.

De la misma forma que con los valores de la expresión del gen del CYP1A, las máximas expresiones del gen VTG fueron registradas en las estaciones ubicadas en la zona costera del estado de Campeche, en la cercanía de la Sonda de Campeche y en el límite del Mar Caribe.

Las altas expresiones del gen de la VTG nos aporta evidencias que además de compuestos planos en el ambiente, es probable la existencias de varios compuestos químicos como plaguicidas, derivados farmacéuticos, limpiadores etc., que pueden estar causando alteraciones hormonales en los organismos. Algunos de estos compuestos han sido descritos como disruptores endocrinos y muchos de ellos son disponibles en USA, en México y en Centro América.

Aun cuando la mayoría de los trabajos indican que los plaguicidas y sus derivados pueden causar problemas de alteración hormonal en los peces, también se ha descrito que los Hidrocarburos Aromáticos Policíclicos (PAHs) pueden ser precursores mutagénicos y cancerígenos, así como causantes de alterar el crecimiento, la reproducción y osmorregulación (Nicolás, 1999). Los PAHs tienen la capacidad de interferir con la función endocrina de los peces, ya sea imitando o bloqueando a las hormonas de origen natural que podrían resultar en una alteración del metabolismo de las hormonas y de los procesos fisiológicos (Johnson et al., 1998; Navas et al., 2004).

Existen diferentes PAHs, que pueden ser indicados como disruptores endócrinos por su capacidad de incrementar la proteína de la vitelogenina, sin embargo, el naftaleno, y sus derivados metilados son los más frecuentes en aguas contaminadas con hidrocarburos aromáticos policíclicos. Tintos et al. (2007, 2008), demostró que el tratamiento de naftaleno en la trucha arco iris inmaduras resultó en una disminución de los niveles de cortisol y 17β -estradiol en plasma, así como en varios cambios en la energía del metabolismo en el hígado, causando por lo tanto efectos en la vitelogénesis y en la producción de vitelogenina.

En lo que respecta a las expresiones del gen de la CAT en los peces capturados en el área de trabajo, en la Figura 172 se muestran las inducciones de este gen donde se observa que las expresiones variaron entre los peces colectados en las diferentes estaciones. Las mayores expresiones fueron detectadas en los peces capturados en las estaciones 4, 5 y 6. Aun cuando estos valores fueron los mayores, en realidad todos los peces tuvieron altas expresiones de este gen al ser comparados con esta misma especie en diferentes muestreos realizados en esta misma zona.

El resultado del análisis de varianza de Kruskal-Wallis demostró que sí existen diferencias significativas entre las actividades de CAT en todos los peces colectados. La presencia de altas actividades enzimáticas de CAT sugiere que los contaminantes presentes en el ambiente pueden causar estrés oxidativo en los organismos. Sin embargo, tal y como se aprecia en la misma figura, las mayores actividades fueron detectadas tanto en zonas adyacentes a la Sonda de Campeche y al Noroeste de la Laguna de Celestún.

En diferentes estudios realizados en el campo se ha asociado una alta expresión del gen de la CAT con la exposición a herbicidas. Estos datos han sido contrastados con trabajos de laboratorio en la que bagres expuestos a clomazone inhibió la expresión y la actividad de esta enzima, evitando así la actividad de defensa en el organismo (Crestani et al., 2007).



Figura 172. Expresión del gen de la CAT en hígados de lenguados *Scyacium gunteri* colectados en diferentes estaciones de muestreo.

Altos niveles de este gen en el hígado de los peces puede ser un indicador que este sistema se incrementa con la finalidad de proteger al hígado de un daño causado por diferentes compuestos de estrés oxidativo, sin embargo, en el caso de que exista alguna inhibición del gen o la enzimas, es muy probable que los contaminantes estén causando un daño a nivel bioquímico impidiendo la activación del sistema protector. Algunos metales pesados como el Cd, han sido identificados como compuestos encargados de suprimir el sistema antioxidante en los organismos acuáticos (Roméon et al., 2000).

Por otro lado, al analizar la expresión del gen de la GST en lenguados *Scyacium gunteri* colectados en el Golfo de México, podemos observar que las mayores inducciones de este gen fueron detectados en peces colectados en las estaciones 5 y 4, (Figura 173), precisamente al noreste de las plataformas petroleras, y al norte de las desembocaduras de la Laguna de Celestún. A analizar los resultados del análisis de varianza de Kruskall Wallis se demostró que al igual que el CYP1A y la CAT existieron diferencias estadísticas significativas entre las expresiones de todos los peces colectados.

Es importante mencionar que las expresiones del gen de la GST detectadas en este estudio sobrepasan de manera significativa las encontradas en diferentes estudios realizados con este pez y en esta misma zona. Esta alta inducción de la GST ha sido junto con la inducción de CYP1A y EROD una herramienta sensible para evaluar la respuesta producida por los compuestos orgánicos en los organismos (Payne et al. 1987).

Altas actividades de la enzima GST sugieren que la enzima cataliza la conjugación del glutatión endógeno a una variedad de compuestos electrofílicos, protegiendo las macromoléculas biológicas como las proteínas y los ácidos nucleicos de las consecuencias tóxicas de una reacción covalente con los contaminantes. Es por ello que estas enzimas han sido implicadas en la desintoxicación y biotransformación de muchos xenobióticos, incluidos varios carcinógenos en el ambiente como algunos PAHs, plaguicidas y en algunos casos metales pesados.



Figura 173. Expresión del gen de la GST en hígados de lenguados *Scyacium gunteri* colectados en diferentes estaciones de muestreo.

Un hallazgo interesante en este estudio, es que al comparar la expresión de los genes evaluados en este estudio (CYP1A, VTG, CAT y GST) en todos los peces colectados (Figura 174 y Figura 175), podemos observar que las mayores expresiones fueron los del gen de la CAT. Tal y como se mencionó anteriormente puede ser un indicador de la presencia de compuestos que pueden estar causando un posible estrés oxidativo en los organismos. El estrés oxidativo puede estar asociado a diferentes compuestos orgánicos (PCBs, Plaguicidas, Herbicidas, PAHs, etc.), sin embargo, también puede ser debido a la presencia de metales pesados.

Es importante resaltar que los niveles de CYP1A, VTG, CAT y GST detectados en este trabajo, son mayores a los encontrados en la costa de Yucatán de acuerdo a lo descrito en el Programa de Ordenamiento Ecológico Territorial Costero de Yucatán (POETCY). Sin embargo, no encontramos evidencia de que los altos niveles de CYP1A sean ocasionados por una exposición aguda (derrame de petróleo), sino más bien se observa un respuesta gradual de estos biomarcadores que son asociados a una exposición crónica a este tipo de contaminantes en la Sonda de Campeche y del Mar Caribe.



Figura 174. Comparación de los niveles de expresión de los genes CYP1A, VTG, CAT y GST en lenguados Scyacium gunteri colectados en la zona de estudios.

Al analizar los biomarcadores determinados en este trabajo, podemos observar que existe una buena asociación positiva entre la expresión del gen CYP1A y el gen de la VTG, sin embargo, el gen de la CAT y de la GST fueron los que tuvieron una mejor asociación (Figura 176). Es importante mencionar, que estas asociaciones entre CAT y GST han sido descritas en organismos expuestos a ciertos contaminantes como los hidrocarburos aromáticos policíclicos (PAHs) de 2 y 3 anillos y compuestos capaces de producir un estrés oxidativo en los organismos, como plaguicidas, metales pesados y detergentes. Finalmente, en esta misma gráfica se observa una asociación negativa entre las tallas de los peces y la expresión de los genes. Este dato es muy importante ya que nos indica que existe la posibilidad de que los peces pequeños pueden no han sido expuestos crónicamente a estos contaminantes o que de lo contrario el

contaminante puede causar una alteración en su mecanismo de defensa, y como tal al crecimiento y desarrollo del pez.



Figura 175. Representación gráfica de los niveles de expresión de los genes CYP1A, VTG, CAT y GST en lenguados *Scyacium gunteri* colectados en la zona de estudios.



Figura 176. Análisis de Componentes Principales entre la expresión de los genes CYP1A, VTG, CAT y GST, así como la talla de los lenguados *Scyacium gunteri*.

Programa de QA/QC

Tal y como se mencionó anteriormente, la finalidad Programa de Control de Calidad del laboratorio de Toxicología Acuática es generar y documentar información relacionada sobre los efectos de los contaminantes en los organismos acuáticos. Para lograr este objetivo, es de vital importancia que la calidad de esa información generada tenga el nivel apropiado de la calidad previamente establecida. Un programa de garantía de la calidad (GC) debidamente elaborado y aplicado está en condiciones de ofrecer pruebas tangibles y detalladas de la confianza que cabe tener en los datos de un determinado tipo procedentes de un determinado laboratorio, e incluso puede servir de base para verificar ciertos resultados analíticos.

Durante este estudio se realizaron diferentes controles internos que nos garantizan los resultados obtenidos. Dentro de los controles utilizados en este estudio podemos considerar los siguientes:

a) Control de limpieza: La responsabilidad de las operaciones de limpieza del laboratorio y del mantenimiento de la limpieza de refrigeradores, ultracongeladores y equipos fueron definidas claramente antes de iniciar el proyecto. Todos los meses se llevó un inventario de los reactivos, fechas de caducidad, y preparación de solventes.

- b) Control de Ambiente: Es importante señalar que antes de iniciar todos los análisis se limpiaron y calibraron todos los equipos de aire acondicionado con la finalidad de mantener la temperatura homogénea durante los análisis. Si bien es difícil en las ciudades muy cálidas la temperatura oscila entre un día y el otro, se estableció, mantener los equipos de aire acondicionado a 24 °C con una humedad del 25%. Así mismo se decidió realizar todas las extracciones durante las mañanas.
- c) Control de Campo: Consistió en manipular todo el equipo y materiales utilizados en el campo y posterior analizarlos para poder observar si hubo alguna contaminación (Figura 177).



Expresión de los genes CYP1A y Actina en lenguados *Scyacium gunteri* colectados en la zona continental de la península de Yucatán.

MM = Marcador Molecular

Carril 1 = Muestra analizada a los 30 días posterior a la colecta de la muestra.

Carril 2 = Muestra analizada a los 60 días posterior a la colecta de la muestra.

Carril 3 = Muestra analizada a los 90 días posterior a la colecta de la muestra.

Carril C = Control de campo (sin muestra, sólo materiales y reactivos utilizados).

Figura 177. Control de Campo y de Degradación.

 d) Control de Almacenamiento: Una vez que colectamos las muestras, estás fueron analizadas inmediatamente y posteriormente se seleccionó una muestra al azar y se le dio un seguimiento en diferentes meses para saber su grado de degradación o posible contaminación en los refrigeradores (Figura 178).



Extracción de RNA total en hígado de lenguado *Scyacium gunteri* (pez A2L1) colectado en la estación 2 de la zona continental de la península de Yucatán. MM = Marcador Molecular

Carril 1 = Muestra analizada a los 30 días posterior a la colecta de la muestra.

Carril 2 = Muestra analizada a los 60 días de almacenamiento de la muestra.

Carril 3 = Muestra analizada a los 90 días de almacenamiento de la muestra.

En la figura se muestran las dos subunidades del RNA (28S y 18S) en buenas condiciones después de 90 días de almacenadas las muestras.



e) Controles Internos de Laboratorio (negativos y positivos): Para poder emitir un juicio válido sobre la coherencia de los resultados analíticos, es necesario un punto de referencia. En todos los lotes de análisis se incluyeron controles positivos (concentración conocida), así como blancos de reactivos con la finalidad de comprobar contaminación en los reactivos y materiales analizados.





Expresión de los genes CYP1A y Actina en lenguados *Scyacium gunteri* colectados en la zona continental de la península de Yucatán.

MM = Marcador Molecular
Carril 1 a Carril 15 = Muestras de peces colectados en el estudio.
Carril 17 = Control negativo.
Carril 18 = Control Positivo (pez homogeneizado y valorado previamente).

Figura 179. Controles Internos (Control Positivo y Control Negativo).

f) Bitácora de Campo y Cadenas de Custodia: Antes de iniciar el muestreo, se diseñó una bitácora de campo en donde se anotó toda la información relacionada con la colecta de los peces y el trabajo en el crucero. Posteriormente, todo el material colectado fue llevado y entregado al Laboratorio de Toxicología Acuática, donde el responsable recibió el material. Tanto la bitácora de Campo como la Cadena de Custodia fue revisada y validada por el responsable y el coordinador del programa del control de calidad (Figura 180 y Figura 181).

		CENTRO DE	INVESTIGACI	ÓN Y DE EST	UDIOS AVA	NZADOS DEL IN	STITUTO PO	LITÉCNICO N	ACIONAL		1000
		DEPARTAMENTO DE RECURSOS DEL MAR								45.3	
			BITÁCORA DE CAMPO							60	
			LABORATORIO DE TOXICOLOGIA ACUÁTICA							Cin	vestav-Mérida
SERVICIO:										CONTRATO:	
SOLICITANTE:										ESTADO:	
DIRECCION:										TELEFONO:	
CONTACTO:										FAX:	
EMAIL:										HOJA No.	
JEFE DE CAMPANA	A:				-	Firma:					
RESPONSABLE DE	L MUESTREO:		Nombre(s)			Firma:					
Lugar de Colecta	Coordenadas	No. Muestra	Calve de Lab	# Bagre	Sexo	Tamaño (cm)	Peso (g)	Hígado (1)	Hígado (2)	Hígado (3)	Observaciones
						1					
NOTAS:											
						Nombre y Firm	a del Superv	isor de la Bitác	ora		
						Fecha:					

Figura 180. Bitácora de campo.



Figura 181. Cadena de custodia.

g) Materiales de Referencia: Dado que no existe un material de referencia para los

genes determinados, se homogeneizó un lote de muestras previamente analizadas de diferentes cruceros realizados y se utilizó como material de referencia (Figura 182). Este mismo fue enviado a laboratorios del CINVESTAV-IPN y CICY para comprobar sus resultados.



	ANALISIS DE LA EXPRESIÓN DE GENES DEL PEZ DE REFERENCIA							
PERIODO	CYP1A VTG CAT C							
Días	(Unidades de Densitometría)							
30	135401 153409 109144 111038							
60	128919	132010	105557	106432				
90	136314	136314 126333 102930						
Media	133504	136770	105846	108639				
Desv Est	4032	14279	3119	2307				

.Valores están expresados en Unidades de Densitometría.

Muestras de referencias de los genes CYP1A, VTG, CAT y GST, analizadas a los 30, 60 y 90 días después de la colecta de la muestra.

Figura 182. Expresión de los diferentes genes en la muestra de referencia.

HISTOPATOLOGÍA EN PECES

Se analizaron un total de 45 peces de la especie *Syacium guntheri* de 15 estaciones (3 peces por estación) distribuidas en las costas y la plataforma continental de la Península de Yucatán (principalmente en la parte poniente y oriente). El Cuadro 18 muestra los daños histológicos detectados y su frecuencia en cada una de las estaciones, mientras que la Figura 183 ilustra la distribución del % de daños histológicos observados en los peces colectados en la zona de estudio.

Estación	Organismos	Branquias	Branquias	Bazo	Riñón	Hígado
		Hipertrofia	Parásito	CMM	Granuloma	Parásito
A2	3	67	0	67	100	33
A3	3	33	0	100	0	0
A4	3	0	33	100	33	33
A5	3	100	0	33	33	0
B6	3	67	67	100	0	67
B7	3	0	67	33	0	33
B8	3	0	0	67	0	0
B9	3	0	0	33	33	0
B10	3	0	0	33	33	0
071	3	0	0	100	0	0
072	3	0	33	67	33	0
073	3	0	0	0	33	0
074	3	0	0	100	33	0
075	3	0	0	33	0	0
P77	3	67	33	33	0	33

Cuadro 18. Porcentaje de daños observados a nivel histológico en peces Syacium guntheri colectados en la zona costeria y plataforma continental de la Península de Yucatán.

CMM = Centro Melanomacrófagos



Figura 183. Distribución del porcentaje total (considerando cada uno de los órganos) de daños encontrado en Syacium guntheri colectados en la zona norte de la Península de Yucatán.

El daño más frecuentemente encontrado fue la presencia de centros melanomacrófagos (CMM) en bazo (Figura 184a). Esta patología se presento en peces de 14 de las 15 estaciones muestradas con una prevalencia por arriba del 50% en 8 estaciones de las cuales en 4 se observo este daño en 100% de los peces. Con menos frecuencia pero también importante, fue la presencia de granulomas en riñón (Figura 184b), presente en peces de 8 estaciones, en la mayoría de ellas esta patología se presentó en solo un pez (33% de la muestra) y solo en una estación (A-2) el 100% de los peces mostraron granulomas en riñón. Con mucho menos frecuencia se obsrvó la presencia de ligera hipertrofia a nivel de las lamelas secundarias (Figura 184c; 5 estaciones, 33 a 100% de los peces) y presencia de parásitos en este mismo órgano (Figura 184e, Cuadro 18), así como la presencia de parásitos enquistados en hígado (Figura 184d; 5 estaciones, 33 a 67% de los peces).



A) Corte histológico de bazo con centros melanomacrofagos, H&E 40x; B) Corte histológico de branquias con hipertrofia de las lámelas secundarias y un incremento de flujo sanguíneo (*), tinción H&E 10x; C) Corte histológico de riñón con desarrollo de un granuloma con una capa de tejido conectivo y fribroblastos (*) a su alrededor, tinción H&E 10x; D) Corte histológico de hígado con huevos de parásitos enquistados desarrollando una capa de tejido conectivo con fibroblastos a su alrededor, tinción H&E, 10x; E) Corte histológico de branquias en el que se observa en la lámela primaria la presencia de una metacercaria ocasionando hipertrofia y el desarrollo de una capa de tejido fibroso alrededor del parásito, tinción H&E, 10x.

Figura 184. Cortes histológicos de bazo, branquias, riñón e hígado con lesiones y parásitos.

Aunque la mayoría de los daños no parecen tener una relación directa con los contaminantes detectados en músculo e hígado o los metabolitos de hidrocarburos (Cuadro 19), se encontró una relación estadísticamente significativa entre la presencia de metabolitos de Naftaleno (p=0.019), PAHs en hígado (p= 0.031) e hidrocarburos alifáticos de bajo peso molecular en músculo (p= 0.046) con la presencia de granuloma en hígado. Así mismo, se observó una relación significativa entre la presencia de parásitos en branquias y las concentraciones de Ba (p=0.018) así como con las concentraciones de hidrocarburos totales (p=0.042), y la presencia de hipertrofia en branquias y las concentraciones de hidroxipyreno (p= 0.018) (Cuadro 19).

	CMM en bazo	Hipertrofia en braquias	Granuloma en hígado	Granuloma en riñón	Parásitos en branquias
Biomarcadores					
Benzo(a) Pireno	0.6728	0.9135	0.1446	0.2124	0.4024
Fenantreno	0.9507	0.1604	0.1077	0.0597	0.9999
Naftaleno	0.4514	0.2428	0.0197	0.3216	0.6682
Hidroxy Pireno	0.804	0.0182	0.843	0.1644	0.8637
Metales					
Ва	0.4305	0.3907	0.0016	0.3575	0.001
Ni	0.9829	0.4656	0.1597	0.3668	0.4278
V	0.6596	0.5207	0.0271	0.6665	0.2486
Hidrocarburos en hígado					
ALIFATICOS	0.5839	0.5874	0.6503	0.3049	0.111
PAHs	0.8767	0.1221	0.0312	0.1587	0.0535
PAHsA (alto peso molecular)	0.3659	0.2998	0.9189	0.7927	0.7771
PAHsB (bajo peso molecular)	0.2775	0.3716	0.1643	0.6708	0.1884
Hidrocarburos totales	0.3737	0.3755	0.4352	0.1227	0.0924
Hidrocarburos en músculo					
PAHs	0.3616	0.4415	0.7587	0.2718	0.3193
PAHsA	0.519	0.2857	0.2801	0.5462	0.119
PAHsB	0.769	0.9383	0.0468	0.2102	0.2348
Hidrocarburos totales	0.9692	0.0815	0.0957	0.6792	0.0421

Cuadro 19. Resultados de las regresión logística (valores de p) entre los diferentes daños y los contaminantes en peces. Asociaciones significativas en amarillo.

El análisis espacial arrojo, una asociación positiva significativa entre la distribución espacial de los daños y la presencia de contaminantes (metales hidrocarburos) en solo 5 estaciones correspondientes al transecto "O" (Figura 185).



Figura 185. Asociaciones espaciales significativas (en rojo) entre la presencia de daños histológicos en *Syacium guntheri* y concentraciones de contaminantes en la zona de estudio (X² >0.21; p > 0.95; X_{global} = -0.58; p > 0.975).

CONCLUSIONES

CALIDAD DEL AGUA

Este trabajo constituye un estudio de línea base, sin embargo para poder ser concluyente en el diagnóstico es necesario contar con valores de referencia surgidos de una caracterización temporal. De acuerdo a los resultados, no existe evidencia de afectación por el derrame BP en la productividad primaria y calidad de agua de la plataforma de Yucatán. Se identificaron zonas con diferente nivel de nutrientes, y productividad, los cuales serán útiles en las comparaciones temporales. La zona de la surgencia de Cabo Catoche tiene valores altos que están dados de manera natural, mientras que la parte oceánica frente a Yucatán tiene valores bajos. Las condiciones meteorológicas de las épocas climáticas (nortes, lluvias y secas), juegan un papel importante en la dinámica de los nutrientes y fitoplancton, así como también para el movimiento de las masas de agua, por lo tanto, no hay que descartar un posible efecto retardado en alguno de los componentes evaluados, el programa de seguimiento con campañas dentro de la misma época climática puede dar la oportunidad a mediano-largo plazo hacer comparaciones e identificar cambios por eventos de escala temporal distinta, así como por impactos antrópicos.

Se recomienda incluir otro tipo de variables que permita definir con mayor precisión las fuentes de impactos, estas podrían ser marcadores como los isótopos estables de C y N, además de complementar los análisis de productividad con incubaciones usando radioisótopos.

PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS EN AGUA

El carbono orgánico disuelto estuvo presente en muy baja concentración en el área de estudio. La distribución espacial indicó un gradiente de oriente a poniente, disminuyendo la concentración con máximo frente a Dzilam Bravo y mínimo al poniente de la zona de estudio.

Se encontró una correlación significativa entre el carbono orgánico disuelto y el particulado, indicando que están íntimamente ligados en los ciclos biogeoquímicos.

El nitrógeno orgánico particulado estuvo presente en muy baja concentración. La distribución espacial fue homogénea con máximo cerca de Arrecife Alacranes.

ZOOPLANCTON Y EFECTOS TERATOGÉNICOS EN ICTIOPLANCTON

Productividad secundaria zooplanctónica. Los valores promedio de la biomasa zooplanctónica (24.8 ±2.0 g/1000m³) presuponen una región marina altamente

productiva, que también se refleja en una alta riqueza de grupos de organismos (50); productividad que es sostenida esencialmente por los copépodos, particularmente hacia la zona este de la península de Yucatán, con importantes cúmulos de sergéstidos en la zona este.

Al respecto Gasca *et al.* (1995), han señalado que las biomasas zooplanctónicas superficiales en el Golfo de México son mayores durante el verano, alcanzando valores promedio de 270 g/1000m³ y los menores en invierno, estos autores también señalan que las mayores concentraciones se encuentran cerca de la costa frente a sistemas fluvio-lagunares. De la misma manera Houde y Chitty (1976) han reportado que la mayor productividad zooplanctónica ocurre hacia finales del verano en aguas de la plataforma de Florida.

En este mismo sentido diversos trabajos reportan la dominancia de los copépodos y cladóceros dentro de la biomasa en el sur del Golfo de México (Silvia-Flores, 1980; Campos-Hernández y Suárez-Morales, 1994), no obstante se registra la dominancia local y temporal de otros grupos como ostrácodos o sergéstidos.

Por otro lado la red Bongo con malla de 500µ ha sido considerada óptima para estudios cuantitativos del zooplancton y de las larvas de peces (Harris et al., 2000; Smith y Richardson, 1979), esto se ve reflejado en el presente trabajo al recolectar mas de 1'163,808 organismos del zooplancton y 5,015 larvas de peces en 80 estaciones, con un promedio de 19,396 zooplancteres y 62 larvas de peces por estación.

En este sentido los volúmenes filtrados por las redes en el presente trabajo podrían ser bajos (promedio de 406.4 m³ por red), sin embargo, la abundancia de larvas es considerable, situación semejante que se ha presentado en otros sitios de aguas tropicales (Clarke, 1993). También esta alta abundancia larval, estuvo relacionada con los momentos de mayor actividad reproductiva de los peces adultos en especial los costeros (Ditty *et al.*, 1986). Asimismo, se ha señalado en la literatura existente que los meses de agosto a octubre son los meses de mayor abundancia del ictioplancton en el Golfo de México (Houde *et al.*, 1979; Ditty 1986; Flores-Coto *et al.*, 1989).

Comunidad zooplanctónica.

Comunidad Ictioplanctónica. El registro de 113 especies de larvas pertenecientes a 85 géneros y 51 familias de peces actinopterigios sugiere una importante riqueza ictica en la región. En este sentido los trabajos de Olvera-Limas *et al.* (1988), Flores-Coto *et al.* (1989) y Huitrón-Flores (1992), en conjunto han reportado la presencia de por lo menos 103 géneros y 62 familias de peces actinopterigios y cuya mayor abundancia estuvo dada principalmente por las familias Engraulidae, Carangidae, Clupeidae, Gobiidae y Gerreidae.

En este sentido abundancia de las larvas de peces colectadas en septiembre de 2010, mostró semejanzas al identificar un similar número de familias y géneros de larvas de peces con las mismas familias de peces dominantes; cabe destacar que los trabajos antes mencionados comprenden varios periodos del años, además de recolectar en un mayor número estaciones y realizar arrastres en todo el estrato epipelágico (0-200 m de profundidad).

Además un valor de diversidad de 3.4 bits/ind., presupone una riqueza alta, con la presencia de especies locales, sin dominancia por alguna especies en particular como lo sugiere el valor de equidad de 0.9, lo anterior en un ambiente con aguas estratificadas y tranquilas (Parsons et al., 1990), y condiciones oceanográficas como sucedió en la plataforma norte de la península durante septiembre de 2010.

Por otro lado los estudios que determinan la distribución de la abundancia del zooplancton e ictioplancton, han indicado que están relacionados con factores que actual a meso y macro-escala como son la temporalidad, dirección e intensidad de las corrientes oceánicas, giros ciclónicos y frentes epicontinentales (Sameto, 1984; Flores-Coto *et al.*, 1989), en este sentido las mayores concentraciones de grupos de zooplancton e ictioplancton en el área de estudio estuvieron asociados a un enriquecimiento de las aguas superficiales como consecuencia de un afloramiento de aguas profundas como ocurre al noreste de Cabo Catoche.

Región de la península que también ya ha sido mencionado como zona de alta abundancia del ictioplancton por Sánchez-Velasco y Flores-Coto (1994); estos organismos en su deriva durante el otoño de 2010, tendieron a desplazarse con dirección al oeste de sus centros de mayor concentración, esto de acuerdo con la circulación imperante (Monreal, 1984; Merino, 1992; Martín y Parés, 1998; Morey et al., 2005). Asimismo, la distribución de la abundancia de las larvas de peces mantuvo una estrecha relación con los cúmulos de mayor abundancia del zooplancton; situación que ya sido señalada por otros autores en el sur del Golfo de México (Sameto, 1984; Ditty, 1986; Flores-Coto *et al.*, 1989).

Análisis teratogénico. El registro de malformaciones en larvas de peces puede ser una evidencia de alteraciones en los individuos y pueden ser el resultado de la exposición de los embriones y/o larvas de peces a contaminantes (Rosenthal y Alderdice, 1976); no obstante, estos problemas morfológicos también pueden estar asociados a ambientes alterados (Laale y Lerner, 1981). En este sentido las condiciones físicas anormales del ambiente (bajos niveles de oxígeno, salinidad y temperaturas extremas etc.) también pueden influir sobre el desarrollo de los embriones en el medio natural y conducir a diversas aberraciones (notocordio distorsionado, defectos cráneo-faciales, desarrollo aberrante del ojo, malformación de mandíbulas étc.) como lo han sugerido recientemente Purcell *et al.* (1990).

La obtención de un 1.3% de malformaciones en el presente trabajo (y la desviación del notorcordio como la aberración más recurrente) en diversas familias de larvas de peces

durante este trabajo, sugiere que estos problemas teratológicos pueden tener más una influencia de factores genéticos o del ambiente sobre el desarrollo larval que por la presencia de agentes externos (contaminantes); al respecto Laale y Lerner (1981) han mencionado que las modificaciones en el medio y el control genético de los procesos de desarrollo generan frecuentemente aberraciones cráneo-faciales, anormalidades vertebrales y reducción en el tamaño del ojo.

Asimismo, Lonning (1977) ha indicado que más del 30% de los embriones de la macarela del Atlántico (*Gadus morhua*) en condiciones controladas pueden presentar aberraciones y que conducen a la muerte de los organismos, por tanto el 1.3% registrado se encuentra dentro de rango de malformaciones natural.

Además, uno de los problemas más significativos que existen en la evaluación de la relación entre contaminantes y las aberraciones en embriones en el último estadio o recién eclosionadas es la similaridad en los defectos morfológicos en embriones expuestos a los principales clases de contaminantes (i. e., metales pesados, hidrocarburos del petróleo, hidrocarburos clorinados), como ha sido detallado por Weis y Weis (1989).

Mientras que, no se conocen detalles precisos de los mecanismos por lo cuales lo contaminantes influencian el desarrollo del organismos en varios estadios de embriogénesis, estudios sobre efectos tóxicos durante los estadios tempranos de desarrollo en varias especies de peces, han mostrado claramente que la disrupción de los eventos morfogenéticos tempranos pueden últimamente resultar en la aparición de aberraciones en estadios posteriores del desarrollo, i.e. embriones en el último estadio y en larvas recién eclosionadas (Lonning, 1977; Weis y Weis, 1989).

Finalmente los taxa del zooplancton e ictioplancton reflejan una alta heterogeneidad espacial y una amplia distribución de algunos taxa en el sur del golfo. Los cambios espaciales observados en los principales rasgos de la comunidad coinciden con la presencia de procesos que enriquecen las aguas costeras (aportes epicontinentales), mientras que en aguas mas abiertas la comunidad mantiene una mayor relación con la dinámica de procesos hidrológicos locales (giro ciclónico, corrientes). Por otra parte, las deformaciones observadas en larvas de peces (1.3%) en el área de estudio parecen ser más una influencia de factores genéticos o propios del ambiente sobre el desarrollo larval, lo anterior se corrobora al registrar claras relaciones de grupos del zooplancton e ictioplancton con los diversas variables hidrobiológicas.

COMUNIDAD BENTÓNICA

La determinación taxonómica de los organismos colectados han permitido cuantificar un total de 224 especies de invertebrados bentónicos repartidas en 191 géneros y 125 Familias de 3 Phylum principales.

La exploración de los patrones espaciales de la distribución de los parámetros comunitarios muestra una tendencia de mayores valores de diversidad y riqueza en las zonas menos profundas con un decremento visible hacia las zonas más profundas. El examen de la distribución de la equidad muestra la presencia de comunidades bentónicas relativamente estables en toda la zona de estudio.

Los valores de diversidad, riqueza y abundancia presentan una alta variabilidad que puede estar asociada a la heterogeneidad ambiental de la zona estudiada. Los valores de riqueza y diversidad presentan una mayor variabilidad hacia la porción Oeste de la zona de muestreo (hacia la sonda Campeche) y valores relativamente bajos y con menos variabilidad hacia la porción Este de la zona de estudio (hacia el Caribe Méxicano).

La profundidad es el factor que condiciona la distribución espacial de las características de la comunidad. A menores profundidades (15 m) los valores de riqueza, abundancia y diversidad presentan valores más altos y más variables. La información obtenida a profundidades de 50, 100, 150 y 200 m no presentaron variaciones significativas.

La equidad fue la única característica de la comunidad que no presentó variaciones significativas en el espacio, excepción hecha cuando se empleo el índice BICS como factor de agrupamiento.

La evaluación del estado de salud del hábitat bentónico mostró que el 78% de las estaciones evaluadas presentaron un estado de salud relativamente adecuado con comunidades en equilibrio. El restante 22% presento un estado de salud malo con presencia de comunidades en relativo desequilibrio

Finalmente el análisis de redundancia canónica mostró que hasta el momento la salinidad y el oxigeno disuelto son las variables ambientales que están estadísticamente asociadas a la estructura de la comunidad.

COMUNIDAD DE BACTERIAS

De acuerdo con Lizarraga-Partida (1982), la proporción de bacterias hidrocarbonoclásticas respecto de las heterótrofas son un buen indicador del grado de impacto ocasionado por la presencia hidrocarburos en el medio ambiente. Este índice establece que proporciones menores a 1% representan zonas no impactadas; entre 1 y 6 % zonas de bajo impacto, entre 6 y 50% zonas de alto impacto y mayores a 50% zonas extremadamente impactadas. Con esto

en mente, en general la zona muestreada puede considerarse poco impactada ya que un poco más del 50% de las estaciones tanto de agua como de sedimentos se encuentra libres de impacto por hidrocarburos (índices < al 1%). Sin embargo, también se encontraron estaciones cuyas muestras sugieren alto impacto. En este caso, el número de estaciones con signos de alto impacto fue mayor en las muestras de agua que en sedimento (con18 estaciones en donde el índice HID/HET estuvo por arriba del 6% e incluso llegando a los limites del 40% en 5 estaciones). Esta condición de impacto que en el sedimento. En sedimento solo 2 estaciones llegaron a rebasar el 6%. Por ejemplo la campaña oceanográfica Xcambo-4 realizada durante el verano de 2009 en la zona de influencia de la actividad de PEMEX en el Golfo de México solo en una estación de 75 se encontró un valor del índice HID/HET mayor al 6% en muestras de agua, en tanto que en sedimentos 4 de las 75 estaciones rebasaron este valor.

En el caso de las estaciones que presentaron índices altos de HID/HET en sedimentos, éstas no estuvieron relacionados con las concentraciones de hidrocarburos, esto puede deberse a que dichas concentraciones no son lo suficientemente altas para generar una relación directa. Por otra parte aquellas estaciones con valores altos de HID/HET en agua, que fueron un mayor número que las de sedimentos, pudieran estar relacionadas con masas de agua provenientes de zonas afectas por hidrocarburos. Desafortunadamente, dado que no se cuenta con concentraciones de hidrocarburos en agua, no fue posible establecer una relación causal directa, por lo que sería importante contar con dichos análisis para descartar si existen hidrocarburos en agua que estén provocando la proliferación de bacterias hidrocarbonoclásticas

Con respecto a la taxonomía de las especies encontradas, se identificaron en total 29 especies degradadoras de petróleo. Este valor está por encima del obtenido en el muestreo realizado para atender la contingencia del pozo Kab-121 (12 especies identificadas) y en la campaña oceanográfica Xcambo-4 (20 especies). Sin embargo, sigue estando muy por debajo de las encontradas en el trabajo del derrame del pozo Ixtoc-I donde se aislaron un total de 204 cepas degradadoras de petróleo de aguas y sedimentos de 55 estaciones muestreadas entre 1980 y 2004 del banco de Campeche (Lizárraga-Partida et al., 1982). Esto confirma que las concentraciones de hidrocarburos no son suficientes para disparar el crecimiento de las bacterias hidrocarbonoclásticas y que mientras tanto, se alimentan de otras fuentes de carbono disponibles. También, es probable que sea necesario usar diferentes fuentes de carbono para hacer los aislamientos en laboratorio que simulen y estimulen mejor su crecimiento (Lizárraga-Partida et al., 1982, Bracho et al., 2005; Vandecasteele, 2005).

CONTAMINANTES

Las concentraciones de las diferentes fracciones de hidrocarburos determinadas en sedimentos fueron bajas. De acuerdo a los criterios de la EPA no se rebasaron los límites ERL y ERM.

Las estaciones que presentaron concentraciones más elevadas de algunos de los grupos de hidrocarburos analizados fueron la A1, C11, D16, F27 e I41.

Las mayores concentraciones se encontraron en las estaciones cercanas a la zona costera y a la Sonda de Campeche.
La principal fuente de los hidrocarburos encontrados en sedimentos en este estudio es debida a las actividades antrópicas que se realizan en el continente.

Se cumplieron los estándares de calidad (QC/QA) de los análisis control llevados a cabo en conjunto con las muestras analizadas.

No parece haber un patrón geográfico muy bien definido en la distribución de las concentraciones de contaminantes en los peces, ya que frecuentemente las diferencias no fueron estadísticamente significativas, aunque en general para las diferentes fracciones de hidrocarburos, tanto en músculo como en hígado las concentraciones tendieron a no tener diferencias o a ser más altas al oeste, incluyendo a los metales y particularmente el Bario, mientras que en el caso de los metabolitos de PAHs en bilis únicamente los metabolitos de alto peso molecular (pirenos y benzo(a)pirenos) presentaron diferencias significativas, pero en este caso con las mayores concentraciones al este de la zona de estudio. Debe recordarse, sin embargo, por problemas con el fondo rocoso no se tuvo una cobertura geográfica homogénea del área de estudio, por lo que estas conclusiones son muy preliminares.

Las concentraciones de metabolitos de alto peso molecular en peces, comparadas con las obtenidas para la misma especie en el sur del Golfo de México, son de dos a tres veces más altas en el presente estudio, mientras que las concentraciones de metabolitos de bajo peso molecular son 20 a 30 veces más altas en la plataforma continental de Yucatán. Las concentraciones de PAHs e hidrocarburos totales en hígado son 10 a 20 veces mayores en la plataforma yucateca respecto al sur del Golfo de México. Las concentraciones en músculo no pueden comparase con el sur del Golfo de México pues no se analizó este tejido. Ya que las concentraciones más altas se presentaron al oeste de la zona de estudio, las mayores concentraciones encontradas en este estudio pueden deberse a la proximidad con Cayo Arcas y la zona petrolera de la Sonda de Campeche, o al giro casi permanente en la esquina noroccidental de la plataforma continental de la Península. Estas son hipótesis que deben corroborarse.

BIOMARCADORES

En base a los resultados obtenidos en este estudio, sobre los niveles de expresión de los genes (CYP1A, VTG, CAT y GST) en los lenguados *Scyacium gunteri*, podemos mencionar que de forma general fueron más altos a los encontrados en los diferentes estudios realizados en el Golfo de México y en la costa de Yucatán de acuerdo a lo descrito en el Programa de Ordenamiento Ecológico Territorial Costero de Yucatán (POETCY). Aun cuando detectamos niveles altos de expresión del gen CYP1A (indicador de Exposición a PAHs), no encontramos evidencia de que los altos niveles de CYP1A y EROD sean ocasionados por una exposición aguda de algún contaminante. Sin embargo, un hallazgo importante en estos resultados, fue el haber detectado niveles de expresión de CAT y GST muy altos, lo que se traduce en que los peces pueden estar respondiendo ante la presencia de compuestos que han sido descritos por causar estrés oxidativo en las células de los organismos. Existen varios reportes que han

demostrado que los dispersantes del petróleo pueden aumentar la toxicidad de los compuestos causando efectos subletales en los peces. Es muy probable que en esta zona exista una influencia de compuestos altamente oxidativos lo que puede causar un deterioro gradual del ecosistema asociado a la entrada de diferentes contaminante por diferentes vías.

HISTOPATOLOGÍA EN PECES

Los daños observados sugieren que los peces están sometidos a cambios ambientales de diferente origen y pueden deberse tanto a problemas por contaminación como a factores de estrés causados por cambios en el medio ambiente como la salinidad, temperatura y oxigeno.

Los daños en branquias como hiperplasia comúnmente son asociados a sustancias toxicas en el ambiente (Myers et al., 1991; Overstreet, 1993; Roberts, 1989) o a cambios bruscos en la salinidad y disponibilidad de oxigeno. Sin embargo la presencia de granulomas en riñon y de los centros melanomacrófagos (CMM) indican que los organismos estuvieron o están sometidos a un estresor ambiental ya sea de tipo agudo (CMM) o crónico (granulomas). Diversos trabajos sostienen que el incremento de CMM en el bazo de peces bentónicos presenta una correlación directa con la presencia de contaminantes como metales pesados e hidrocarburos. Esto debido a que estas sustancias ocasionan destrucción de las células sanguíneas, dando origen a los macrófagos los cuales aparecen en los tejidos como pigmentos conteniendo melanina, lipopigmentos y hemosiderina (Nascimento et. al., 2000; Khan, 2000; Hirt y Domitrovic, 2002; Agius y Roberts, 2003). Sin embargo, Dykova y Lom (2007) mencionan que el incremento de centros melanomacrófagos también puede deberse a factores como la edad del pez, la alimentación o por la contaminación del entorno.

Los granulomas en hígado resultaron significativamente asociados a algunos hidrocarburos aromáticos policíclicos (PAHs) tanto en hígado como en músculo, estas asociaciones se han encontrado antes en peces del Golfo de México y el Caribe (Vidal-Martínez et al., 2003; Aguirre-Macedo et al. 2010), el hecho de que las asociaciones locales se encontraran en su mayoría en estaciones del oriente de la península de Yucatán, indica que pudiera estar relacionadas con la gran actividad turística que se lleva al cabo en esa región del país, sobre todo considerando que se observaron correlaciones significativas relación con PAH's de bajo peso molecular.

RECOMENDACIONES

Este estudio surgió de la necesidad de contar con datos de línea de base en la plataforma continental al norte de la Península de Yucatán. Con la información obtenida, y la de otras campañas similares, será posible evaluar los efectos en el ambiente debidos a eventos como el derrame de petróleo por el accidente de la plataforma Deepwater Horizon en 2010. Sin embargo, para profundizar en el diagnóstico es necesario contar con valores de referencia obtenidos a través de la caracterización del área y contar con más información para poder establecer una línea base robusta, confiable y defendible científicamente.

Las condiciones meteorológicas juegan un importante papel en la dinámica de corrientes que afectan a la zona, por ello debe considerarse mantener un programa de seguimiento en la misma época climática con la idea de contar con información para hacer comparaciones y detectar impactos antropogénicos. Una vez conociendo la dinámica de la región se pueden definir con más precisión las fuentes de impacto y realizar estudios más específicos para responder las interrogantes de cada alteración.

Con la idea de generar un diagnóstico preeliminar del efecto del accidente de la plataforma Deepwater Horizon, en este trabajo se usaron como referencia los datos obtenidos en otros estudios de áreas cercanas. Sin embargo la plataforma continental de la Península de Yucatán posee condiciones particulares y muy diferentes de las zonas adyacentes que hacen difícil la comparación de parámetros como la concentración de nutrientes, el fitoplancton y las comunidades.

El mayor impacto sobre las comunidades de bacterias se observó de forma inusual en las muestras de agua, por lo que se recomienda que en estudios posteriores se haga la cuantificación de hidrocarburos en muestras de agua para explorar la posible relación entre la presencia de hidrocarburos con la proliferación de baterias hidrocarbonoclásticas.

Aunque las concentraciones de contaminantes en muestras de sedimento no fueron altas, si se observaron efectos en las comunidades de macroinvertebrados bentónicos, en las bacterias hidrocarbonoclásticas y en las concentraciones de contaminantes en peces. El efecto de las altas concentraciones de contaminantes en peces se ve reforzado por la relativamente alta incidencia de lesiones histopatológicas. Los biomarcadores también reflejan un fuerte efecto especialmente relacionado con el estrés oxidativo. Todos estos efectos en los peces demuestran que los peces de la zona están sometidos a fuertes presiones de diferente origen, como problemas por contaminación o alteraciones en las condiciones ambientales.

A través de los marcadores moleculares del petróleo no se encontró relación con petróleo proveniente de la plataforma accidentada, por lo que el origen de los efectos podría ser la zona petrolera de la sonda de Campeche, así como los aportes terrestres.

No se conoce en que medida estas fuentes (además del aporte de contaminantes a través de las corrientes oceánicas provenientes del Caribe) podrían estar afectando la región. Por esa razón es de gran importancia impulsar los estudios de línea de base en todo el territorio mexicano. Solo de esa forma se podrá tener una idea clara de cuales son los puntos vulnerables en el sistema y su efecto entre zonas adyacentes.

Aunque el accidente de la plataforma Deepwater Horizon fue lo que alertó sobre posible daño en las aguas nacionales, es necesario reconocer la necesidad de dar seguimiento a la zona pues puede haber otros eventos menos dramáticos como el derrame de petróleo, pero que pueden estar alterando el ambiente en forma sostenida.

Es necesario continuar con estas campañas oceanográficas, manteniendo como mínimo los parámetros y estaciones de muestreo para poder tener una línea base y caracterización robusta, confiable y científicamente defendible de la zona de estudio. La variabilidad temporal hace indispensable tener observaciones a largo plazo que permitan eliminar el efecto de estas variaciones naturales de los efectos de un posible accidente.

Referencias

Ærtebjerg, G.(Ed.). 2001. *Eutrophication in Europe's coastal waters*. European Environment Agency. Topic report 7/2001.

Abele L.G. y Won-Kim. 1986. An Illustrated Guide to the Marine Decapod Crustaceans of Florida. Vol 8. N° 1. 750pp.

Aebi, H., 1984. Catalase in vitro. Methods Enzymol. 105: 457–64.

Addison RF, Willis DE, Zinck ME (1994) Liver microsomal mono-oxygenase induction in winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*) from a gradient of sediment PAH concentration at Sydney Harbour, Nova Scotia. Mar Environ Res 37: 283-296

Agius C. and Roberts R.J., 2003. Melano-macrophage centres and their role in fish pathology. Journal of Fish Diseases, 26, 499-509.

Aguirre-Macedo M. L., 2010. Bacterias degradadoras de hidrocarburos. En: Ardisson P. L. et al., Programa de monitoreo ambiental del sur del Golfo de México (Campaña oceanográfica Xcambó-4, 2009), Fase 2" PEMEX Exploración y Producción / CINVESTAV-IPN. REPORTE FINAL.

Aguirre-Mcedo M.L. y Vidal-Martínez V.M. 2010. Analaisis histopatologicos. En: Programa de monitoreo ambiental del sur del Golfo de México (Campaña oceanográfica Xcambó-4, 2009), Fase 2, Reporte final. (Ed) Ardisson, P.L.. PEMEX Exploración y Producción / CINVESTAV-IPN.

Attayde J. L. & R. L. Bozelli. 1998. Assessing the indicator properties of zooplankton assemblages to disturbance gradiente by Canonical Correspondence Analysis. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 55: 1789-1797.

Bodammer J. E., 1993. The teratological and pathological effects of contaminants on embryonic and larval fishes exposed as embryos: a brief review. *In*: Fuiman L.A. (Ed.) *Water Quality and the Early Life Stages of Fishes*. Am. Fish. Society Sym.: pp. 77-84.

Boltovskoy D. (ed.), 1981. Atlas del Zooplancton del Atlántico Sudoccidental y Métodos de Trabajo con el Zooplancton Marino. INIDEP, Mar de Plata, Argentina. 936 p.

Boltovskoy D. (ed.), 1999. *South Atlantic Zooplankton*. Vol. 1 & 2. Backhuys Publishers, Leiden 1705p.

Borja, A., J. Franco y I. Muxika I. 2004. The biotic indices and the Water Framework Directive: the required consensus in the new benthic monitoring tools. Mar. Pollut. Bull., 48 (3-4): 405-408.

Bracho, M., L. Díaz y L. Soto, 2005. Degradación de hidrocarburos aromáticos por bacterias aisladas de suelos contaminados con petróleo en el estado de Zulia, Venezuela. Biológico,. 38: 1-9.

Bratkovich, A. 1988. The use of planktonic organism distribution as an indicator of physical variability in marine environments. *In*: Soule, D. and Kleppel, G. (eds.) *Marine Organisms as Indicators*. Springer-Verlang, New York, pp.13-34.

Bucheli TD, Fent K (1995) Induction of Cytochrome P-450 as a biomarker for environmental contamination in aquatic systems. Crit Rev Environ Sci Technol 25: 201-268

Burgeot T, Bocquené G, Porte C, Dimeet J, Santella RM, García de la Parra LM, Pfhol-Leszkowics A, Raoux C, Galgani F (1996) Bioindicators of pollutant exposure in the northwestern Mediterranean Sea. Mar Ecol Prog Ser 131:125 –141

Burke MD and Mayer RT (1974) Ethoxyresorufin: direct fluorimetric assay of a microsomal *O*-dealkylation which is preferentially inducible by 3-methylchlolanthrene. Drug Metab Dispos 2: 583-588

Campos-Hernández, A. & Suárez-Morales, E., 1994. Copépodos Pelágicos del Golfo de México y Mar Caribe. I. Biología y Sistemática. Editado por CONACyT y CIQRO-Chetumal México, 353 pp.

Clarke, K. R. 1993. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure Aust. J. Ecol. 18:117-143.

Clarke, K.R. & R.M Warwick. 2001. Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation. 2nd edition. PRIMER-E: Plymouth.

Cloern, J.E. 2001. Our evolving conceptual model of the coastal eutrophication problem. *Marine Ecology Progress Series* 210, 223-253.

Cohen, A.M., Nugegoda, D., 2000. Toxicity of three oil spill remediation techniques to the Australian bass Macquaria novemaculeata. Ecotoxicol. Environ. Saf. 47, 178–185.

Cowan T.S. & SteelJ.K. 1993 Characters of gram-positive bacteria. In *Manual for the Identification of Medical Bacteria*, eds BarrowG.I. & FelthamR.K.A. pp. 50-93. Cambridge: Cambridge University Press.

Crestani, M., Menezes, C., Glusczak, L., Miron, D.S., Spanevello, R., Silveira, A., Gonc, alves, F.F., Zanella, R., Loro, V.L., 2007. Effect of clomazone herbicide on biochemical and histological aspects of silver catfish (Rhamdia quelen) and recovery pattern. Chemosphere 67, 2305-2311.

Delille, D. and B. Delille. 2000. Field observations on the variability of crude oil impact on indigenous hydrocarbon-degrading bacteria from sub-Antarctic intertidal sediments. Marine Environmental Research 49: 403-417.

Diaz RJ, Solan M, Valente RM. 2004. A review of approaches for classifying benthic habitats and evaluating habitat quality. Journal of Environmental Management, 73(3): 165-181.

Ditty, J. G., 1986. Ichthyoplankton in neritic waters of the northern Gulf of Mexico off Louisiana: composition, relative abundance, and seasonality. Fish. Bull. U.S. 84(4), 935-946.

Eggens ML, Bergman A, Vethaak D, Van der Weiden M, Boon JP (1995) Cytochrome CYP1A indices as biomarkers of contaminant exposure: results of a field study with plaice *Pleuronectes platessa* and flounder *Platichthys flesus* from the south North Sea. Aquat Toxicol 32: 211-225.

Essien, J. P., N. U. Benson y S. P. Antai, 2008. Applications of correlation analysis in assessment of relationships bewtween mineral hydrocarbon levels and hydrocarbonoclastic bacteria count in tropical mangrove estuaries sediments. Sciantifi Research and Essay, 3: 94-101.

Fahay, M. P. 2007. Early Stages of Fishes in the Western North Atlantic Ocean (Davis Strait, Southern Greenland and Flemish Cap to Cape Hatteras) *J. Norh West Atlantic Fish. Sci.* Vol. I y II. 1681 p.

Flores-Coto, C., Sanvicente-Añorve, L., Pineda-López, R. & Rodríguez-VanLier, M., 1989. Composición, distribución y abundancia ictioplanctónica del sur del Golfo de México. Universidad y Ciencia. México. 5(9), 65-84.

Fuiman L.A., 1993. *Water Quality and the Early Life Stages of Fishes*. Am. Fish. Society Sym.: 210 p.

Furnas, M.J., y Smayda, T.J. 1987. Inputs of subthermocline waters and nitrate onto the Campeche Bank. Continental Shelf Research 7(2) pp 161-175

Gagnon, M.M., Holdway, D.A., 2000. EROD induction and biliary metabolite excretion following exposure to the water accommodated fraction of crude oil and to chemically dispersed crude oil. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 38, 70–77.

García-Cubas, A. y Reguero-Reza, M. 2007. Catalogo Ilustrado De Moluscos Bivalvos Del Golfo De México Y Mar Caribe. 1ra Edición. Universidad Autónoma de México. México. 94 p.

Gasca, R., Suárez & E., Castellanos, I., 1995. Biomasas zoopláncticas en aguas superficiales del Golfo de México, durante Verano e Invierno de 1991. Caribbean Journal of Science. 31(1-2), 128-140.

Giovanardi, F. and R. A. Vollenweider. 2004. Trophic conditions of marine coastal waters: experience in applying the Trophic Index TRIX to two areas of the Adriatic and Tyrrhenian seas. *J. Limnol.*, 63(2): 199-218.

Goksoyr A (1995) Use of cytochrome P4501A (CYP1A) in fish as a biomarker of aquatic pollution in Toxicology in Transition. Arch Toxicol Suppl 17: 80-95

Golden Software Inc., 2002. *Surface Mapping System* Ver. 8.01 Golden Software Inc. 809 14th Street, Golden Colorado, USA.

Habig, W. H., Habig, M., Pabst, J. y B. J. William, 1974. From the Section on Enzymes and Cellular Biochemistry, National Institute of Arthritis, Metabolism and Digestive Diseases, National Institutes of Health, Bethesda, Maryland 20014. J. Biological Chemistry, 249(22), 7130-7139.

Harris, R.P., P.H. Wiebe, J. Lenz, H. R. Skjoldal & M. Huntley. 2000. *Zooplankton Methodology Manual*. Academic Press, London. 684 p.

Herrera-Silveira, J. A., Comín, F. A., López, S., Sánchez, I. 1998. *Limnological characterization of aquatic ecosistems in Yucatan* (SE Mexico). Verh. Internat. Verein. Limnol. 26: 1348-1351.

Hirt L. M. y Domitrovic H. A., 2002. Toxicity and histopathological response in Cichlasoma dimerus (Pisces, Cichlidae) exposes to cadmium chloride in acute and subletal tests. Rev. Ictiol. 10, 17-32.

Houde, E.D., & Chitty, N., 1976. Seasonal abundance and distribution of zooplankton, fish eggs, and fish larvae in the Eastern Gulf of Mexico, 1972-74. NOAA Technical Report NMFS SSRF-701. 1-18.

Houde, E., Leak, D., Dowd, J.C., Berkeley, C.E. & Richards, W., 1979. Ichthyoplankton abundance and diversity in the Eastern Gulf of Mexico. Report to U.S. Bur. Land Mgt., Contract No. AA550-CT7-28, 546 pp.

Huitrón-Flores, J., 1992. Composición, distribución y abundancia del ictioplancton en el sur del Golfo de México (Verano, 1988). Tesis Licenciatura. Fac. Ciencias. Univ. Nal. Autón. México, 114 pp.

Hyland J. 2004. Developing Indicators o Stress in the Marine Benthos: The UNESCO/IOC Ad-Hoc Benthic Indicator Group. En: Indicators of stress in the marine benthos. Intergovernmental Oceanographic comisión. Workshop Report No. 195. UNESCO 8.

Jeffry, S.W., Humphrey, G.F. (1975). New spectrophotometric equation for determining chlorophylls a, b, c1 and c2 in higher plants, algae and natural phytoplancton. Biochemistry Physiology.Ptlazen. 167:191-194.

Jorgensen Sven E., Costanza, Robert y Fu-liu Xu. 2005 Handbook of ecological indicators assessment of ecosystem health

Jorgensen S.E., Xu, F.-L., Salas, F. y J.C. Marques. (2005). *Application of Indicators for the Assessment of Ecosystem Health* En: Jorgensen, S. E., Costanza, R. y Xu, F.-L (Eds). Handbook of Ecological Indicators Assessment of Ecosystem Health, CRC press, United States of America: 5-65.

Khan R.A., 2000. Comparison of Tissue Lesions in Four Species of Benthic Fish Sampled in 1972-1973 on the Grand Banks off Newfoundland. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 65: 78-83.

Krebs, C. J. 1999, Ecological Methodology, Second Edition, Addison Wesley Longman, N. York. 256 p.

Laale, H. W. & Lerner, W., 1981. Teratology and early fish development. American Zoologist. 21, 517-533

Leahy, J G, Colwell, R R 1990. Microbial degradation of hydrocarbons in the environment. Microbiology and Molecular Biology Reviewa 54: 305-315.

Legendre P, Gallagher E. Ecologically meaningful transformations for ordination of species data. Oecologia 2001;129:71–280.

Lizarraga-Partida, M. L., H. Rodríguez-Santiago y J. M. Romero-Jarero, 1982. Effect of the Ixtoc Blowouton heterotrophic bacteria. Marine Pollution Bulletin, 13: 67-70.

Lonning, S., 1977. The effects of crude Eko fish oil and oil products on marine fish larvae. Astarte 10. 37-47

Lowry OH, Rosebrough NJ, Farr AL, Randall RJ (1951) Protein measurement with the Folin phenol reagent. J Biol Chem 193: 265-275

Mariño Tapia I, Jerónimo Moreno G, Enríquez Ortiz C, Jiménez Domínguez A y Emanuel Uc Sánchez. Reporte Final de Corrientes Marinas – Mediciones in situ. In: Reporte Final del Programa de Monitoreo Ambiental del Sur del Golfo de México. Campaña Oceanográfica Xcambó-4, 2009. Preparado para PEMEX Exploración y Producción, Región Marina Suroeste.

Martínez-López, B. & A. Parés-Sierra, 1998. Circulación del Golfo de México inducida por mareas, viento y la corriente de Yucatán. Ciencias Marinas: 65-93 p.

Mayer RT, Netter KJ, Heubel F, Hahnemann B, Buchheister A, Mayer GK, Burke MD (1990). 7-Alkoxyquinolines: new fluorescent substrates for cytochrome P450 monooxygenases. Biochem Pharmacol 40:1645-1655

Myers M.S., Landahl J.T., Krahn M.M. and McCain B.B., 1991. Relationnships between hepatic neoplasms and related lesions and exposure to toxic chemicals in marine fish from the U.S. West Coast. Environmental Health Perspectives, Vol. 90, pp. 7-15.

McCune, B. & J. Grace. 2002. *Analysis of Ecological Communities*. MjM Software Desing. Gleneden Beach, Oregon US. 300 p.

Merino, I. M., (1992), Afloramiento en la Plataforma de Yucatán. Estructura y fertilización. *Tesis doctoral, UNAM, ICMyL*, México, D.F., 255 pp.

Moncheva, S., Doncheva, V., Shtereva, G., Kamburska, L., 2002. *Application of eutrophication indices for assessment of the Bulgarian Black Sea coastal ecosystem ecological quality*. Water Science and Technology 46 (8), 19e28.

Monosson E, Stegeman JJ (1994) Induced Cytochrome P4501A in winter flounder *Pleuronectes americanus* from offshore and coastal sites. Can J Fish Aquat Sci 51: 933-941

Monreal, G. M. A., 1986. Análisis del primer modo baroclínico en la Bahía de Campeche. Unión Geofísica Mexicana. 441-448.

Morey, S., Zavala-Hidalgo, J. & O'Brien, J. 2005. The seasonal variability of continental shelf circulation in the northen and western Gulf of Mexico from a high- resolution numerical model. Geophysical Monograph Series, 161: 203-218.

Moser, H. G., Richards W., Cohen D.M., Fahay M.P., Kendall A.W & S.L. Richardson (eds.). 1984. *Ontogeny and Systematics of Fishes*. Am. Soc. Ichthy. Herpet. Sp. Pub. 1. 760 p.

Nascimento M.G., Khan R. A., Garcias F., Lobes V., Muños G., Valdebenito V., 2000. Impaired Health in Flounder, Paralichthys spp. Inhabiting Coastal Chile. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 64: 184-190.

Newell, C.E. & R.C. Newell. 1977. *Plankton Marine*. A practical guide. Hutchinson & Co. Ltd., London. 244 p.

Nicolas, J.M., (1999) Vitellogenesis in fish and the effects of polycyclic aromatic hydrocarbon contaminants. Aquat. Toxicol. 45, 77–90.

Norma Mexicana NMX-AA-028-SCFI-2001. Análisis de agua - Determinación de la demanda bioquímica de oxígeno en aguas naturales, residuales (DBO5) y residuales tratadas - método de prueba (CANCELA A LA NMX-AA-028-1981)

Olvera-Limas, R. M., M. Padilla-García & G. Ortuño-Manzanarez. 1992. Manual de Métodos para las Investigaciones Ictioplanctónicas del Instituto Nacional de la Pesca. Secretaría de PESCA, México. 66 p.

Olvera-Limas, R. M., García, J. E., Ramírez, E., Cid, V., Cerecedo, J. L. & Sánchez, R., 1988. Distribución y abundancia por especies de las larvas de peces de la familia Carangidae, Clupeidae, Lutjanidae, Sciaenidae, Scombridae y Serranidae en la Zona Económica Exclusiva Mexicana del Golfo de México. Dpto. Plancton, Direcc. de Análisis de Pesquerías. Inst. Nac. de la Pesca. Sec. de Pesca. 2do Informe: PCECCNA-040602/IPN-CONACYT. México, 160 pp.

Omori, M. & T. Ikeda. 1984. *Methods in Marine Zooplankton Ecology*. John Wliley & Sons. New York. 332 p.

Overstreet R.M., 1993. Parasitic diseases of fishes and their relationship with toxicants and other environmental factors. Pathobiology of Marine and Estuarine Organisms.

Parsons, T. R., Maita, Y. y Lalli, C. M. 1984. A manual of chemical and biological methods for seawater analysis. Pergamon Press. England. 173 pp.

Parsons, T. R., Takahashi, M. & Hargrave B. 1990. Biological Oceanographic Processes. Pergamon Press, N. York 330 p.

Pérés, J. M., (Ed.)1980. La Pollution des Eaux Marines. Bordas Paris. 250 pp.

Purcell, J. E., Grosse, D. & Grover, J., 1990. Mass abundantes of anormal Pacific herring larvae at a spawning ground in British Columbia. Transactions of the American Fisheries Society. 119, 463-469.

Ramachandran D. Shahunthala D (2004) Oil dispersant increases PAH uptake by fish exposed to crude oil. Ecotoxicology and Environmental Safety 59: 300–308

Rakocinski C. F., Lyczkowski-Shultz J. & L. Richardson. 1996. Ichthyoplankton assemblage structure in Mississippi Sound as revealed by Canonical Correspondence Analysis. Estuarine, Coastal and Shelf Science 43: 237-257.

Rice, L. E. and B. B. Hemmingsen. The enumeration of hydrocarbon-degrading bacteria. (1997) Invited chapter in D. Sheehan (ed.) *Methods in Molecular Biotechnology: Protocols in Bioremediation*, pp. 99-109. The Humana Press, Totowa, NJ.Rice and Hemmingsen, 1997

Richards W.J. (ed.). 2006. *Early Stages of Atlantic Fishes. An Identification Guide for the Western Central North Atlantic.* Vol. I y II. CRC. Taylor & Francis, N. York, USA. 2640 p. Roberts, R.J. 1989. Fish Pathology 2nd ed. Baillière Tindall, Bristol UK, 467p.

Roméo, M. N. Bennani, M. Gnassia-Barelli, M. Lafaurie, J.P. Girard (2000) Cadmium and copper display different responses towards oxidative stress in the kidney of the sea bass *Dicentrarchus labrax*. Aquatic Toxicology 48: 185–194

Rosenthal, H. & Alderdice, D.F., 1976. Sublethal effects of environmental stressors, natural and pollutional, on marine fish eggs and larvae. Journal of the Fisheries Research Board of Canada. 33, 2047-2065.

Sameoto, D., 1984. Environmental factors influencing diurna distribution of zooplankton and ichthyoplankton. Journal of Plankton Research. 6(5), 767-992

Silvia-Flores, M., 1980. Contribución y abundancia de los grupos del zooplancton de la Sonda de Campeche, México. Secretaría de Marina A.M., Inv. Ocen./B-03-80, 30pp.

Simboura N. Zenetos A. 2002. Benthic indicators to use in Ecological Quality classification of Mediterranean soft bottom marine ecosystems, including a new Biotic Index. Mediterranean Marine Science. 3/2. 77-111.

Smith, D., 1977. A. Guide to Marine Coastal Plankton and Marine Invertebrate Larvae. Kendall/Hunt Publising Company, Iowa USA, 161 pp.

Smith P. E. & S. L. Richardson. 1977. *Standard Techniques for Pelagic Fish Egg Larval Surveys*. FAO. Fish. Tech. Pap. No. 175. 107 p.

Smith, R. L. y Smith T. M. 2001. Ecologia. Addison Wesley. 4ta Edición. México. 642 Pgs.

Stegeman JJ, Woodin BR, Goksoyr A (1988) Apparent Cytochrome P-450 induction as an indicator of exposure to environmental chemicals in the flounder *Platichthys flesus*. Mar Ecol Prog Ser 46: 55-60

Stirling, H. P. 1985. Chemical and Biological Methods of Water Analysis for Aquaculturalists. Institute of Aquaculture. University of Stirling. Stirling FK94LA Scotland. 118 pp.

Strickland, J., y Parsons, T., (1972). *A practical handbook of seawater analysis.* Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada 167, 310 pp

Suther, I. M. & D. Rissik 2009. *Plankton*. A guide to their ecology and monitoring for water quality. CSIRO Publishing, Australia 256 p.

Ter-Braak, C.J. 1986. Canonical correspondence analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology*, 67:1167-1179.

Ter Braak, C.J.F. 1995. Ordination. 91-173 In: R.H.G. Jongman, C.J.F. Ter Braak, O.F.R. van Tongeren (Eds.) Data analysis in community and landscape ecology. Cambridge University Press, Cambridge.

Ter Braak F.C. & P.F.M. Verdonschot. 1995. Canonical Correspondence Analysis and Related Multivariate Methods in Acuatic Ecology. *Aquatic Sci.*, 57: 255-288.

Ter-Braak, C.J. and Smilawer, P. 1998. Canoco References Manual and Users Gide to CANOCO for Windows. Sofware for Canonical Community Ordenation (ver. 4). Microcomputer power (ITHACA) New York, USA, 352pp.

Ter Braak C.J.F. y Šmilauer P. (2002). *CANOCO Reference Manual and CanoDraw for Windows User's Guide:* Software for Canonical Community Ordination (version 4.5). Microcomputer Power, Ithaca, New York, USA.

Tintos, A., Gesto, Míguez J.M., M., Soengas, J.L. (2008) β-Naphthoflavone and benzo(a)pyrene treatment affect liver intermediary metabolism and plasma cortisol levels in rainbow trout Oncorhynchus mykiss. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 69 (2): 180-186.

Tintos, A., Gesto, Míguez J.M., M., Soengas, J.L. (2007) Naphthalene treatment alters liver intermediary metabolism and levels of steroid hormones in plasma of rainbow trout (Oncorhynchus mykiss). *Ecotoxicology and Environmental Safety* 66 (2): 139-147.

Vandecasteele, J.P. 2005. Microbiologie pétroliere, concepts, implications environnementales, applicactions idustrielles. IFP Publications, Paris, France, 412 pp.

Varanasi U., Reichart W. and Stein J., 1989. P-Postlabeling analysis of DNA adducts in liver wild English Sole (Parophrys vetulus) and winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*). Cancer Res. 49:1171-1177.

Vidal-Martínez V.M., Aguirre-Macedo M.L., Noreña-Barroso E., Gold-Bouchot G. and Caballero-Pinzon P.I. 2003. Potential interactions between metazoan parasites of the mayan cat fish *Ariopsis assimilis* and chemical pollution in Chetumal Bay, Mexico. Journal of Helminthology 77: 173-184.

Vollenweider, R. A., Giovanardi, F., Montanari, G., y Rinaldi, A. (1998). Characterization of the trophic conditions of marine coastal waters with special reference to the new adriatic sea: proposal for a trophic scale, turbidity and generalized water quality index. Environmetrics, 9, 329-357.

Weis, J. S. & Weis, P., 1989. Effects of environment pollutants on early fish development. Reviews of Aquiatic Sciences. 1, 45-73.

WHO (1993) Biomarkers and Risk Assessment: Concepts and Principles. Environmental health Criteria No. 135. Geneva, World Health Organization.

Whyte JJ, Jung RE, Schmitt CJ, Tillitt DE (2000) Ethoxyresorufin-O-deethylase (EROD) Activity in fish as a biomarker of chemical exposure. Critical reviews in toxicology 30 (4): 347-569.

Yentsch, C. S. (1974) The influence of geostrophy on primary production. Tethys, 6, 111-118.

GLOSARIO DE TÉRMINOS

ANOSIM	Análisis basado en la comparación de los grupos a través de generar distribuciones de forma aleatoria con permutaciones de Monte Carlo									
APM	Alto peso molecular									
BPM	Bajo peso molecular									
CAT	Catalasa									
CINVESTAV-IPN	Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional									
Cl-a	Clorofila a									
DBO	Demanda bioquímica de oxígeno									
EPA	gencia de Protección Ambiental de EUA (<i>Environmental Agency rotection</i>)									
EPOMEX	Instituto de Ecología, Pesquerías y Oceanografía del Golfo de México									
EROD	Enzima antioxidante Ethoxyresorufin-O-Deethylase									
FID	Detector de ionización de flama (Flame ionization detector)									
FRS	Fosforo reactivo soluble									
GR	Glutatión Reductasa									
GS-MS	Cromatografía de gases-espectrometría de masas (Gas Chromatography-Mass Spectrometry)									
GST	Glutation-S-Transferasa									
H'	Descriptor de diversidad									
HET	Bacterias heterótrofas									
ніт	Bacterias hidrocarbonoclásticas									

J'	Descriptor de equidad
MSD	Detector selectivo de masas (Mass Selective Detector)
NMDS	Análisis de escalamiento multidimensional no métrico
NOAA	Administración del Océano y la Atmósfera de EUA (U.S. NationalOceanic and AtmosphericAdministration)
PAHs	Hidrocarburos aromáticos policíclicos
RDA	Análisis de redundancia canónica
RT-PCR	Reacción en cadena de la polimerasa en tiempo real (Real-time polymerase chain reaction)
S'	Descriptor de riqueza
SIM	Monitoreo de ion selecto (Selected ion monitoring)
SiRS	Sílice reactivo soluble
UCM	Mezcla compleja no resuelta (Unresolved complex mixture)
USGS	Servicio Geológico de EUA (U.S. Geological Survey)
VTG	Vitelogenina

CRÉDITOS

Gerardo Gold Bouchot – CINVESTAV Unidad Mérida - Coordinador del proyecto Virginia García Ríos – ONUDI Proyecto Piloto de Monitoreo del Golfo de México -Asistente de coordinación

Coordinadores de los componentes

Uriel Ordoñez López – CINVESTAV Unidad Mérida Jorge Montero Muñóz – CINVESTAV Unidad Mérida Omar Zapata Pérez – CINVESTAV Unidad Mérida Jorge Herrera Silveira – CINVESTAV Unidad Mérida Sara Ma. Morales Ojeda – CINVESTAV Unidad Mérida Leopoldina Aguirre Macedo – CINVESTAV Unidad Mérida David Valdes Lozano – CINVESTAV Unidad Mérida Daniel Pech Pool – Instituto EPOMEX Universidad de Campeche Leticia Alpuche Gual – Instituto EPOMEX Universidad de Campeche

Participantes

Victor Vidal Martínez Javier Ramírez Ileana Osorio Mercy López Ana Aguilar **Octavio Cortes** Paulina Ku Chan Ismael Ocequera Vargas Mario López Alonso Sofía Cruz Jiménez Brenda Ramírez Vargas Eric Cach Pérez **Eulalia Chan Cocom** Victor Ceja Moreno José Rubén Martínez Paredes. Elizabeth Real De León Silvia Granados Puerto

Margarita Ornelas Roa Rosa Amira Uicab Sabido Alfredo Rodríguez Martínez Elton Adair García Córdova Jorge Rubio Piña Marcela del Río García Sara Balam Zetina Luis España Pech Anabel León Hérnandez Carlos Paz Abril Gamboa Silvia Patron Castro Oswaldo González Jorge Güemez Ricalde Raul Sima Alvarez Edgar Méndoza Franco Francisco Puc Itza

ANEXOS

ANEXO 1. RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FISICOQUÍMICOS DE LAS MUESTRAS DE AGUA.

ESTACIO	ON	Nitrógeno Particulado	Carbono Orgánico Particulado	Carbono Orgánico Disuelto
No	Clave	(mg/L)	(mg/L)	(mg/L)
1	A1	0.44	0.13	0.2
2	A2	ND	0.06	0.1
3	A3	1.31	0.19	0.23
4	A4	ND	0.19	0.11
5	A5	ND	0.26	0.05
6	B6	0.69	0.32	0.33
7	B7	ND	0.19	0
8	B8	ND	0.19	0.12
9	B9	0.35	0.19	0.02
10	B10	ND	0.26	0.05
11	C11	0.51	0.45	0.07
12	C12	ND	0.19	0.08
13	C13	1.43	0.26	0.04
14	C14	ND	0.26	0.07
15	C15	0.78	0.19	0.02
16	D16	ND	0.39	0.1
17	D17	0.62	0.13	0.06
18	D18	ND	0.26	0.05
19	D19	ND	0.26	0.03
20	D20	0.59	0.71	0.13
21	E21	ND	0.19	0.17
22	E22	1.25	0.39	0.14
23	E23	ND	0.19	0.05
24	E24	ND	0.19	0.03
25	E25	ND	0.13	0.03
26	F26	ND	0.19	0.23
27	F27	ND	0.13	0.09
28	F28	1.23	0.19	0.02
29	F29	ND	0.19	0.02
30	F30	0.63	0.45	0.05
31	G31	ND	0.32	0.19
31	G32	0.53	0.32	0.07
33	G33	ND	0.26	0.1
34	G34	0.69	0.13	0.01
35	635	ND	0.19	0.02
30	H36	0.66	0.52	0.23
3/ 20	H3/		0.19	0.02
38 20	H38 H20	U.44	0.13	0.02
39	П39 Ц40		0.06	0
40	H40	0.45	0.26	U

ESTACIO	ON	Nitrógeno Particulado	Carbono Orgánico Particulado	Carbono Orgánico Disuelto
No	Clave	(mg/L)	(mg/L)	(mg/L)
41	I41	ND	0.52	0.63
42	142	ND	0.19	0.39
43	143	0.44	0.13	0.38
44	144	ND	0.32	0.33
45	145	ND	0.26	0.34
46	J46	ND	0.52	0.54
47	J47	0.6	0.26	0.51
48	J48	ND	0.32	0.51
49	J49	0.62	0.26	0.31
50	J50	ND	0.13	0.37
51	K51	0.43	0.26	0.42
52	K52	ND	0.26	0.32
53	K53	0.6	0.26	0.34
54	K54	ND	0.26	0.39
55	K55	0.74	0.19	0.45
56	L56	ND	0.26	0.45
57	L57	0.65	0.19	0.36
58	L58	ND	0.26	0.33
59	L59	0.81	0.19	0.38
60	L60	ND	0.39	0.37
61	M61	0.87	0.45	0.5
62	M62	ND	0.13	0.34
63	M63	0.8	0.13	0.34
64	M64	ND	0.13	0.39
65	M65	0.81	0.26	0.33
66	N66	ND	0.13	0.47
67	N67	0.56	0.26	0.42
68	N68	ND	0.58	0.41
69 70	N69	0.6	0.26	0.42
70	N/U		0.32	0.39
71	071	0.75	0.32	0.49
72	072		0.39	0.45
73	073	0.91	0.39	0.5
74	074	ND 0.55	0.59	0.44
75	D76	0.35 ND	0.30	0.45
70	P70	0.73	0.32	0.4
78	P78	0.75 ND	0.45	0.43
79	P79	0.47	0.32	0.40
80	P80	ND	0.39	0.45
Promedio		0.31	0.27	0.25
Desv.est		0.39	0.13	0.18
Máximo		1.43	0.71	0.63
Minimo		ND	0.06	0

ND.- No detectable

ANEXO 2. DATOS DE BIOMASA ZOOPLANCTÓNICA Y DESCRIPTORES COMUNITARIOS DEL ZOOPLANCTON E ICTIOPLANCTON.

I	Estaciór	n	Biom	asa zooplan	ctónica			Zooplancton					Ictioplancton		
N	01	Duct	V.	V.	P.	A h	Der	Dimune	Diversided	E avrida d	A In	Der	Discussion	Diversided	E eu siele el
INO.	Clave	Prof	filtrado	desplaz.	Humedo	Abun.	Den.	Riqueza	Diversidad	Equidad	Abun. (No.	Den.	Riqueza	Diversidad	Equidad
(No.)	(No.)	(m)	(m3)	(ml/1000m3)	(g/1000m3)	(No. org.)	(org/1000m3)	(No. gps)	(bits/ind)	(#)	larvas)	(larvas/1000m3)	(No. spp)	(bits/ind)	(#)
1	A 1	15	291.6	27.4	18.4	11087.5	38023.9	31	3.42	0.69	49	168.0	15	3.38	0.86
2	A2	50	215.1	4.6	3.5	3271.8	15208.6	20	2.70	0.63	30	139.5	12	2.90	0.81
3	A3	100	508.1	11.8	10.5	3454.0	6798.3	21	2.92	0.66	4	7.9	3	1.59	1.00
4	A4	150	491.0	101.8	64.5	34531.7	70333.6	32	2.96	0.59	14	28.5	12	3.52	0.98
5	A5	200	164.2	109.6	113.7	58604.0	356913.1	27	2.00	0.42	10	60.9	7	2.73	0.97
6	B6	15	395.9	7.6	7.5	2768.3	6991.8	18	2.00	0.48	43	108.6	19	3.83	0.90
7	B7	50	488.5	12.3	12.0	7909.8	16192.5	28	3.12	0.65	13	26.6	6	2.42	0.94
8	B 8	100	362.2	16.6	18.3	11318.2	31245.7	27	2.91	0.61	12	33.1	12	3.59	1.00
9	B 9	150	318.9	15.7	9.7	7840.8	24587.4	25	2.26	0.49	10	31.4	9	3.12	0.99
10	B10	200	342.8	17.5	18.9	8356.0	24377.2	22	2.35	0.53	9	26.3	8	2.95	0.98
11	C11	15	507.6	35.5	16.7	9555.3	18824.2	31	2.42	0.49	38	74.9	15	3.40	0.87
12	C12	50	456.2	11.0	11.3	6764.5	14828.1	26	2.66	0.57	19	41.6	13	3.33	0.90
13	C13	100	453.1	4.4	3.3	6442.7	14218.9	26	3.33	0.71	13	28.7	12	3.59	1.00
14	C14	150	446.3	4.5	5.7	5322.8	11927.3	24	2.18	0.47	19	42.6	17	4.09	1.00
15	C15	200	329.4	3.0	2.9	3641.5	11056.4	27	3.11	0.65	15	45.5	13	3.66	0.99
16	D16	15	447.0	20.1	20.0	9507.2	21267.6	32	2.78	0.56	23	51.5	17	3.84	0.94
17	D17	50	358.2	11.2	11.8	7916.2	22102.7	29	3.13	0.64	16	44.7	15	3.91	1.00
18	D18	100	393.9	15.2	13.8	11037.7	28020.4	31	3.40	0.69	14	35.5	11	3.24	0.94
19	D19	150	460.7	21.7	22.4	17475.7	37930.5	26	2.35	0.50	13	28.2	13	3.70	1.00
20	D20	200	433.8	4.6	3.8	3252.8	7498.4	20	2.68	0.62	11	25.4	10	3.32	1.00
21	E21	15	343.4	64.1	61.5	29695.0	86470.3	37	2.51	0.48	12	34.9	11	3.42	0.99
22	E22	50	332.4	15.0	15.8	9793.7	29459.4	32	2.54	0.51	7	21.1	6	2.59	1.00
23	E23	100	464.5	23.7	20.3	10445.7	22486.6	32	3.22	0.65	16	34.4	7	2.75	0.98
24	E24	150	474.9	6.3	26.9	16221.0	34159.4	29	2.10	0.43	24	50.5	16	3.85	0.96
25	E25	200	445.7	11.2	14.7	6712.0	15060.0	31	3.06	0.62	35	78.5	19	3.21	0.76

	Estaciór	า	Biom	asa zooplan	ctónica			Zooplancton					Ictioplancton		
No.	Clave	Prof	V. filtrado	V. desplaz.	P. Húmedo	Abun.	Den.	Riqueza	Diversidad	Equidad	Abun.	Den.	Riqueza	Diversidad	Equidad
(No.)	(No.)	(m)	(m3)	(ml/1000m3)	(g/1000m3)	(No. org.)	(org/1000m3)	(No. gps)	(bits/ind)	(#)	(No. larvas)	(larvas/1000m3)	(No. spp)	(bits/ind)	(#)
26	F26	15	461.6	43.3	47.4	26133.5	56613.2	33	2.52	0.50	16	34.7	9	3.00	0.95
27	F27	50	483.4	6.2	7.5	3460.2	7157.7	26	2.93	0.62	4	8.3	3	1.59	1.00
28	F28	100	372.2	21.5	21.0	11528.3	30974.8	30	3.30	0.67	37	99.4	18	3.88	0.93
29	F29	150	365.2	11.0	13.4	7763.2	21257.6	29	2.93	0.60	34	93.1	13	3.29	0.89
30	F30	200	358.5	22.3	24.7	16043.3	44756.6	29	2.14	0.44	20	55.8	8	2.48	0.83
31	G31	15	335.1	14.9	14.2	7717.7	23028.8	29	2.92	0.60	14	41.8	8	2.81	0.94
32	G32	50	515.7	19.4	19.5	11082.3	21488.2	35	3.07	0.60	54	104.7	40	5.16	0.97
33	G33	100	455.9	15.4	17.0	8857.3	19427.5	31	2.99	0.60	28	61.4	20	4.21	0.98
34	G34	150	305.1	26.2	26.2	16219.5	53153.7	28	2.14	0.44	23	75.4	12	3.43	0.96
35	G35	200	394.2	7.6	7.7	6701.0	16998.2	31	3.05	0.62	24	60.9	14	3.38	0.89
36	H36	15	478.4	27.2	27.9	11049.5	23095.2	31	3.40	0.69	11	23.0	11	3.46	1.00
37	H37	50	380.2	5.3	3.7	3172.5	8344.0	20	2.70	0.62	48	126.2	31	4.78	0.97
38	H38	100	409.8	4.9	5.7	3463.0	8450.6	21	2.93	0.67	13	31.7	12	3.55	0.99
39	H39	150	382.7	5.2	6.7	6500.5	16983.8	25	2.37	0.51	7	18.3	6	2.59	1.00
40	H40	200	414.9	9.6	9.1	8351.0	20127.2	22	2.35	0.53	4	9.6	4	2.00	1.00
41	I41	15	397.2	45.3	45.6	26129.5	65782.9	33	2.52	0.50	12	30.2	7	2.69	0.96
42	I42	50	452.9	8.8	7.9	7866.5	17368.1	28	3.10	0.64	20	44.2	17	4.02	0.98
43	I43	100	399.7	5.0	7.3	8319.7	20812.7	32	3.70	0.74	11	27.5	6	2.22	0.86
44	144	150	426.0	2.3	3.5	6685.0	15691.4	31	3.04	0.61	8	18.8	6	2.52	0.98
45	145	200	376.6	2.7	2.3	3633.5	9649.0	27	3.10	0.65	7	18.6	5	2.13	0.92
46	J46	15	453.2	22.1	29.7	12997.2	28681.4	30	2.87	0.58	30	66.2	18	4.07	0.98
47	J47	50	339.3	103.2	114.7	52875.0	155842.7	31	2.20	0.44	32	94.3	22	4.31	0.97
48	J48	100	495.5	8.1	7.3	3486.0	7035.6	21	2.96	0.67	36	72.7	27	4.69	0.99
49	J49	150	534.4	5.6	7.2	7747.2	14496.1	29	2.92	0.60	18	33.7	14	3.70	0.97
50	J50	200	396.6	3.8	6.1	6687.0	16859.7	31	3.04	0.61	10	25.2	9	3.17	1.00

-	Estación	n	Biomasa zooplanctónica					Zooplancton			Ictioplancton				
No	Clave	Prof	V. filtrado	V. desplaz	P. Húmedo	Abun	Den	Riqueza	Diversidad	Equidad	Abun	Den	Riqueza	Diversidad	Equidad
110.	Olave	1101	Intrado	ucopiaz.	Tunicuo	Abun.	Den.	πημισza	Diversidad	Lquidad	(No.	Den.	Nqueza	Diversidad	Lquidad
(No.)	(No.)	(m)	(m3)	(ml/1000m3)	(g/1000m3)	(No. org.)	(org/1000m3)	(No. gps)	(bits/ind)	(#)	larvas)	(larvas/1000m3)	(No. spp)	(bits/ind)	(#)
51	K51	15	339.9	61.8	85.1	41672.0	122603.6	36	2.43	0.47	84	247.1	21	3.32	0.76
52	K52	50	306.2	13.1	17.5	7846.7	25625.4	29	2.98	0.61	143	467.0	25	3.31	0.71
53	K53	100	499.7	40.0	32.4	13618.3	27252.6	32	3.26	0.65	111	222.1	30	3.83	0.78
54	K54	150	442.0	22.6	25.1	16237.5	36733.3	28	2.14	0.45	41	92.8	18	3.38	0.81
55	K55	200	417.1	38.4	33.5	16039.3	38455.3	29	2.14	0.44	16	38.4	10	2.87	0.87
56	L56	15	471.8	8.5	15.9	12812.3	27157.9	30	3.49	0.71	21	44.5	17	3.98	0.98
57	L57	50	423.0	7.1	3.5	7911.5	18704.8	28	3.12	0.65	65	153.7	37	4.38	0.84
58	L58	100	445.9	4.5	0.5	6080.3	13636.5	26	3.39	0.72	50	112.1	29	4.31	0.89
59	L59	150	430.0	16.3	12.1	16213.5	37707.4	28	2.13	0.44	17	39.5	16	3.97	0.99
60	L60	200	371.9	21.5	26.4	16036.3	43116.4	29	2.14	0.44	13	35.0	12	3.59	1.00
61	M61	15	469.3	8.5	8.8	9658.7	20582.6	32	2.78	0.56	26	55.4	17	3.84	0.94
62	M62	50	348.1	23.0	26.3	11293.3	32438.2	35	3.13	0.61	265	761.2	41	2.77	0.52
63	M63	100	474.0	25.3	25.8	11357.2	23959.0	27	2.93	0.62	50	105.5	24	4.03	0.88
64	M64	150	443.7	6.8	5.1	7836.5	17661.4	25	2.25	0.49	13	29.3	12	3.55	0.99
65	M65	200	443.6	4.5	3.4	8355.0	18833.1	22	2.35	0.53	8	18.0	8	3.00	1.00
66	N66	15	337.7	77.0	105.9	58857.5	174282.0	39	2.69	0.51	145	429.4	30	4.12	0.84
67	N67	50	376.5	8.0	10.0	10064.7	26734.7	32	2.64	0.53	278	738.4	21	2.83	0.64
68	N68	100	349.3	22.9	17.9	11240.5	32183.5	30	2.90	0.59	15	42.9	13	3.66	0.99
69	N69	150	438.2	20.5	18.6	16244.0	37073.0	29	2.11	0.44	47	107.3	16	3.41	0.85
70	N70	200	346.5	11.5	15.6	16036.3	46283.9	29	2.14	0.44	13	37.5	13	3.70	1.00
71	071	15	411.9	43.7	40.3	26919.5	65350.8	33	2.64	0.52	802	1947.0	38	1.49	0.28
72	072	50	385.7	20.7	18.6	11099.3	28774.5	36	3.08	0.60	70	181.5	33	4.00	0.79
73	073	100	466.5	40.7	38.5	10466.7	22438.9	32	3.24	0.65	37	79.3	15	3.41	0.87
74	074	150	408.3	58.8	66.7	40339.8	98799.2	29	2.73	0.56	64	156.7	24	3.84	0.84
75	075	200	454.0	35.2	25.0	16056.3	35367.0	30	2.15	0.44	32	70.5	14	3.38	0.89
76	P76	15	407.0	44.2	51.0	27526.0	67634.1	33	2.70	0.54	1286	3159.8	41	3.37	0.63
77	P77	50	442.7	63.2	68.3	35519.0	80228.9	29	2.34	0.48	205	463.0	37	4.03	0.77
78	P78	100	388.3	56.7	70.8	34959.3	90021.7	29	2.86	0.59	45	115.9	14	2.28	0.60
79	P79	150	337.9	94.7	65.4	36561.0	108187.2	31	3.12	0.63	19	56.2	14	3.62	0.95
80	P80	200	326.5	42.9	42.1	21554.5	66007.8	34	3.13	0.62	44	134.7	18	3.90	0.94

ANEXO 3. ABUNDANCIA DE ORGANISMOS DE LA COMUNIDAD BENTÓNICA OBTENIDOS POR ESTACION/REPLICA.

Prof (m)	Id Muestra	Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Abundancia
15	A1 (R1)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	1
15	A1 (R1)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			1
15	A1 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	1
15	A1 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
15	A1(R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	6
15	A1(R2)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Platynereis	Platynereis dumerilii	1
15	A1(R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Prionosyllis	Prionosyllis sp.	2
15	A1(R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides stroemi	2
15	A1(R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			1
50	A2 (R1)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
50	A2 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Paradoneis	Paradoneis sp.	1
50	A2 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
50	A2 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	7
50	A2 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	2

50	A2 (R2)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	1
50	A2 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cossuridae	Cossura	Cossura soyeri	1
50	A2 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	2
50	A2 (R3)	Annelida	Polychaeta		Cossuridae	Cossura	Cossura soyeri	1
50	A2 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	2
50	A2 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
50	A2 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
50	A2 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	2
100	A3 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Tauberia	Tauberia sp.	1
150	A4 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
200	A5 (R1)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Ampharete	Ampharete sp.	2
200	A5 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	8
200	A5 (R1)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
200	A5 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	6
200	A5 (R1)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae			1
200	A5 (R1)	Annelida	Polychaeta		Sabellidae			1
200	A5 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			4

200	A5 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Dulichiella	Dulichiella apendiculata	1
200	A5 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Cyclopidae			1
200	A5 (R1)	Echinodermata						1
200	A5 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Veneridae	Mercenaria	Mercenaria campechensis	1
200	A5 (R1)	Sipuncula	Sipunculidea					1
200	A5 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aedicira	Aedicira sp.	1
200	A5 (R2)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Melinna	Melinna sp.	2
200	A5 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
200	A5 (R2)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae			2
200	A5 (R3)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
200	A5 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Mediomastus	Mediomastus sp.	1
200	A5 (R3)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Melinna	Melinna sp.	1
200	A5 (R3)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae			1
200	B10 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Aphelochaeta	Aphelochaeta sp.	1
200	B10 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Heteromastus	Heteromastus sp.	2
200	B10 (R1)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae			1
200	B10 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Spiophanes	Spiophanes sp.	1

200	B10 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nereidae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	1
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	3
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	2
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	20
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	4
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	6
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Dorvilleidae	Schistomeringos	Schistomeringos sp.	1
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	1
15	B6 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	14
15	B6 (R1)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			4
15	B6 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Bateidae	Batea	Batea cuspidata	1
15	B6 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	2
15	B6 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Bodotriidae	Cyclaspis	Cyclaspis sp.	1
15	B6 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			6
15	B6 (R1)	Arthropoda	Ostracoda		Myodocopida			2
15	B6 (R1)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Prunum	Marginella guttatta	1

15	B6 (R1)	Nemertea						54
15	B6 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	17
15	B6 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	2
15	B6 (R2)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	2
15	B6 (R2)	Annelida	Polychaeta		Lysianassidae	Orchomenella	Orchomenella thomasi	1
15	B6 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Pista	Pista sp.	2
15	B6 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
15	B6 (R2)	Annelida	Polychaeta		Dorvilleidae	Schistomeringos	Schistomeringos sp.	2
15	B6 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	30
15	B6 (R2)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			7
15	B6 (R2)	Annelida	Polychaeta		Nereididae			1
15	B6 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Bateidae	Batea	Batea cuspidata	1
15	B6 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	8
15	B6 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion wadei	1
15	B6 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Nannastacidae	Cumella	Cumella sp.	1
15	B6 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ischyroceridae	Ericthonius	Ericthonius brasiliensis	2
15	B6 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	3

15	B6 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			32
15	B6 (R2)	Arthropoda	Ostracoda		Myodocopida			16
15	B6 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae	Here	Here sombrerensi	2
15	B6 (R2)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Prunum	Marginella carnea	2
15	B6 (R2)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Marginella	Marginella eburneola	2
15	B6 (R2)	Nemertea						8
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Alvinella	Alvinella sp.	1
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Ampharete	Ampharete sp.	1
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	5
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	8
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Dorvilleidae	Schistomeringos	Schistomeringos sp.	10
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	2
15	B6 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	5
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	8
15	B6 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nereididae			1

15	B6 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Bateidae	Batea	Batea cuspidata	4
15	B6 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	10
15	B6 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Mysida	Mysidae	Bowmaniella	Bowmaniella sp.	1
15	B6 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion wadei	1
15	B6 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Dulichiella	Dulichiella sp.	1
15	B6 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ischyroceridae	Ericthonius	Ericthonius brasiliensis	1
15	B6 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Anomura			1
15	B6 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			10
15	B6 (R3)	Arthropoda	Ostracoda		Myodocopida			1
15	B6 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Arcidae	Arca	Arca imbricata	1
15	B6 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Arcidae	Arca	Arca imbricata	1
15	B6 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Chamidae	Chama	Chama macerophylla	1
15	B6 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Veneridae	Chione	Chione grus	1
15	B6 (R3)	Mollusca	gastropoda		Calyptraeidae	Crepidula	Crepidula plana	2
15	B6 (R3)	Mollusca	gastropoda		Cylichnidae	Cylichnella	Cylichnella bidentata	1
15	B6 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae	Here	Here sombrerensi	1
15	B6 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Solemyidae	Solemya	Solemya velum	1

15	B6 (R3)	Mollusca	gastropoda		Calyptraeidae	Crepidula	sp	2
15	B6 (R3)	Nemertea						7
50	B7 (R2)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
50	B7 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
50	B7 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Pseudosyllis	Pseudosyllis sp.	1
50	B7 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phoxocephalidae	Eobrolgus	Eobrolgus spinosus	1
50	B7 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Mactridae	Mactra	Mactra fragilis	2
100	B8 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
100	B8 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
100	B8 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
100	B8 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	3
100	B8 (R2)	Annelida	Polychaeta		Eunicidae	Eunice	Eunice sp.	1
100	B8 (R2)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
100	B8 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			1
100	B8 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
150	B9 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Amphitrite	Amphitrite sp.	2
150	B9 (R1)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1

150	B9 (R1)	Annelida	Polychaeta		Nereididae			2
150	B9 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca abdita	2
150	B9 (R1)	Nemertea						1
150	B9 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Amphitrite	Amphitrite sp.	1
150	B9 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	1
150	B9 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
150	B9 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae			2
150	B9 (R2)	Annelida	Polychaeta		Nereididae			1
150	B9 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
150	B9 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Amphitrite	Amphitrite sp.	2
150	B9 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
150	B9 (R3)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae			4
15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	3
15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	5
15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	1
15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	2
15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	3

15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Sabellidae	Sabella	Sabella sp.	1
15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	1
15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	2
15	C11 (R1)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			2
15	C11 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			1
15	C11 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	2
15	C11 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae	Metaprotella	Metaprotella hummelincki	1
15	C11 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Paguridae	Pagurus	Pagurus sp.	1
15	C11 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	2
15	C11 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	2
15	C11 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	9
15	C11 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	1
15	C11 (R2)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Maldane	Maldane sp.	1
15	C11 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
15	C11 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	3
15	C11 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			1
15	C11 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Bodotriidae	Cyclaspis	Cyclaspis sp.	1

1	15	C11 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Neomegamphopidae	Neomegamphopus	Neomegamphopus sp.	1
1	15	C11 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	3
1	15	C11 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
1	15	C11 (R2)	Arthropoda	Ostracoda		Halocyprida			1
1	15	C11 (R2)	Mollusca	gastropoda		Haminoeidae	Atys	Atis riiseana	1
1	15	C11 (R2)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Marginella	Marginella eburneola	1
1	15	C11 (R2)	Mollusca	gastropoda		Rissoinidae	Rissoina	Rissoina bryerea	1
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	7
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	4
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	1
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	2
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychaeta		Pectinariidae	Pectinaria	Pectinaria sp.	2
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	2
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			1
1	15	C11 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			4
5	50	C12 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	1

50	C12 (R1)	Annelida	Polychaeta		Lysianassidae	Lepidecreum	Lepidecreum magdalensis	1
50	C12 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
50	C12 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	1
50	C12 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Apseudidae	Apseudes	Apseudes sp.	3
50	C12 (R1)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Marginella	Prunum rooselveti	1
50	C12 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
50	C12 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	4
50	C12 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Apseudidae	Apseudes	Apseudes sp.	1
50	C12 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phoxocephalidae	Eobrolgus	Eobrolgus spinosus	1
50	C12 (R2)	Nemertea						1
50	C12 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	1
50	C12 (R3)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	2
50	C12 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
50	C12 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Apseudidae	Apseudes	Apseudes sp.	2
50	C12 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phoxocephalidae	Eobrolgus	Eobrolgus spinosus	2
100	C13 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
100	C13 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Tellinidae	Macoma	Macoma tenta	1

100	C13 (R2)	Annelida	Polychaeta		Sabellidae	Terebellides	Terebellides sp.	1
100	C13 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Gammaridae	Ericthonius	Ericthonius brasiliensis	2
100	C13 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Hargeria	Hargeria rapax	1
100	C13 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Netamelita	Netamelita sp.	1
100	C13 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Raninidae			1
100	C13 (R2)	Sipuncula	Sipunculidea					1
100	C13 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
100	C13 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nephtydae	Nephtys	Nephtys sp.	2
150	C14 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	1
150	C14 (R2)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae	Scoloplos	Scoloplos sp.	1
150	C14 (R3)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae	Scoloplos	Scoloplos sp.	1
200	C15 (R2)	Echinodermata			Holoturoidea			1
200	C15 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Galatheidae	Munida	Munida stimpsoni	1
15	D16 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Ogyrididae	Ogyrides	Ogyrides sp.	1
50	D17 (R2)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
50	D17 (R2)	Annelida	Polychaeta		Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	1
50	D17 (R2)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae			1

50	D17 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Diastylidae	Diastylis	Diastylis sp	1
50	D17 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
50	D17 (R3)	Annelida	Polychaeta		Lysianassidae	Lysianopsis	Lysianopsis alba	1
100	D18 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	2
150	D19 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Kalliapseudidae	Kalliapseudes	Kalliapseudes sp.	1
150	D19 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Neomediomastus	Neomediomastus sp.	1
200	D20 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
200	D20 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	1
200	D20 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Glycymerididae	Glycemeris	sp	1
200	D20 (R2)	Sipuncula	Sipunculidea					1
200	D20 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
200	D20 (R3)	Sipuncula	Sipunculidea					1
15	E21 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	2
15	E21 (R1)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	2
15	E21 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	5
15	E21 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	4
15	E21 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	11

15	E21 (R1)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Naineres	Nainereis sp.	11
15	E21 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
15	E21 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	33
15	E21 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	6
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Bateidae	Batea	Batea cuspidata	1
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Mysida	Mysidae	Bowmaniella	Bowmaniella floridana	1
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Nannastacidae	Cumella	Cumella sp.	2
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Diastylidae	Diastylis	Diastylis sp	1
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	13
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Megaluropidae	Megaluropus	Megaluropus longimerus	2
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae	Metaprotella	Metaprotella hummelincki	1
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Palaemonidae	Periclimenes	Pagurus sp.	1
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	5
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Oedicerotidae	Synchelidium	Synchelidium americanum	1
15	E21 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	10
15	E21 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			56
15	E21 (R1)	Arthropoda	Ostracoda	Podocopida				2
15	E21 (R1)	Arthropoda	Ostracoda		Myodocopa			1
----	----------	------------	--------------	------------	-----------------	--------------	------------------------	----
15	E21 (R1)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Jaspidella	Jaspidella jaspidea	1
15	E21 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	3
15	E21 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	6
15	E21 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	1
15	E21 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	3
15	E21 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	3
15	E21 (R2)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Naineres	Nainereis sp.	7
15	E21 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	9
15	E21 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	13
15	E21 (R2)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			2
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Bateidae	Batea	Batea cuspidata	3
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion wadei	1
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Diastylidae	Diastylis	Diastylis sp	1
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	7
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Megaluropidae	Megaluropus	Megaluropus longimerus	1
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Melita	Melita sp.	2

15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae	Metaprotella	Metaprotella hummelincki	1
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphypoda	Synopiidae	Tiron	Tiron Tropakis	1
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	1
15	E21 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	1
15	E21 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			19
15	E21 (R2)	Mollusca	gastropoda		Vitrinellidae	Circulus	Circulus multistriatus	2
15	E21 (R2)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Jaspidella	Jaspidella jaspidea	1
15	E21 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Semelidae	Semele	sp.	1
15	E21 (R2)	Mollusca	gastropoda		Pyramidellidae	Turbonilla	Turbonilla abrupta	1
15	E21 (R2)	Mollusca	gastropoda		Retusidae	Volvulella	Volvulella persimilis	2
15	E21 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae- Codakia			1
15	E21 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Mesodesmatidae			1
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	9
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	2
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	1
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	9

15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Lysianassidae	Lysianopsis	Lysianopsis alba	1
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Nainereis	Nainereis sp.	2
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	5
15	E21 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	17
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	3
15	E21 (R3)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			1
15	E21 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Bateidae	Batea	Batea cuspidata	1
15	E21 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	1
15	E21 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Diastylidae	Diastylis	Diastylis sp	3
15	E21 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	7
15	E21 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	2
15	E21 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Oedicerotidae	Synchelidium	Synchelidium americanum	1
15	E21 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			4
15	E21 (R3)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Jaspidella	Jaspidella jaspidea	1
15	E21 (R3)	Nemertea						1
50	E22 (R1)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Ampharete	Ampharete sp.	1

50	E22 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Cirratulus	Cirratulus sp.	1
50	E22 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
50	E22 (R1)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
50	E22 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	4
50	E22 (R1)	Annelida	Polychaeta		Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	1
50	E22 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Syllides	Syllides sp.	1
50	E22 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	1
50	E22 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
50	E22 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Alpheidae	Automate	Automate sp.	1
50	E22 (R1)	Nemertea						1
50	E22 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	3
50	E22 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	3
50	E22 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Opisthosyllis	Opisthosyllis sp.	1
50	E22 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	6
50	E22 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	1
50	E22 (R2)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			1
50	E22 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca brevisimulata	2

50	D E22 (R2) Arthropod	la Malacostra	aca Amphipod	da Isaeidae	Gammaropsis	Gammaropsis sp.	1
50	D E22 (R2) Arthropod	la Malacostra	aca Amphipod	da Melitidae	Netamelita	Netamelita sp.	1
50) E22 (R2) Arthropod	la Malacostra	aca Amphipod	da Aoridae	Rudilemboide	s Rudilemboides naglei	1
50	D E22 (R2) Arthropod	la Malacostra	aca Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelso	n 1
50	D E22 (R2) Mollusca	Bivalvia		Pectinidae	Argopecten	Argopecten nucleus	1
50	D E22 (R2) Mollusca	Bivalvia		Tellinidae	Tellina	Tellina magna	2
50	D E22 (R3) Annelida	Polychaeta	а	Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
50	D E22 (R3) Annelida	Polychaeta	а	Syllidae	Brania	Brania sp.	1
50	D E22 (R3) Annelida	Polychaeta	а	Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	2
50	D E22 (R3) Annelida	Polychaeta	а	Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
50	D E22 (R3) Annelida	Polychaeta	а	Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	2
50	D E22 (R3) Annelida	Polychaeta	а	Chrysopetalid	ae		2
50	D E22 (R3) Arthropod	la Malacostra	aca Tanaidac	ea Apseudidae	Apseudes	Apseudes sp.	1
50	D E22 (R3) Arthropod	la Malacostra	aca Amphipod	da Ischyroceridae	e Ericthonius	Ericthonius brasiliensi	s 1
50	D E22 (R3) Arthropod	la Malacostra	aca Amphipod	da Phoxocephalio	dae Netharpinia	Netharpinia floridana	1
50	D E22 (R3) Arthropod	la Malacostra	aca Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelso	n 1
50	D E22 (R3) Priapula			Priapulida			1

100	E23 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
100	E23 (R1)	Annelida	Polychaeta		Oweniidae			2
100	E23 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Apseudidae	Apseudes	Apseudes sp.	1
100	E23 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	4
100	E23 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae			1
100	E23 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			1
100	E23 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	3
100	E23 (R3)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	1
100	E23 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
100	E23 (R3)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
100	E23 (R3)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Lysippe	Lysippe sp.	1
100	E23 (R3)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1
100	E23 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca abdita	1
100	E23 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphypoda	Synopiidae	Synopia	Synopia ultramarina	1
150	E24 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
150	E24 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
200	E25 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	5

200	E25 (R2)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae	Phyllodoce	Phyllodoce sp.	1
200	E25 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
200	E25 (R3)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Kinbergonuphis	Kinbergonuphis sp.	1
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae	Eumida	Eumida sp.	1
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Amphinomidae	Eurythoe	Eurythoe sp.	1
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	6
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Hesionidae	Gyptis	Gyptis sp.	1
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Polynoide	Malmgreniella	Malmgreniella sp.	2
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Paraprionospio	Paraprionospio sp.	3
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Sphaerosyllis	Sphaerosyllis sp.	1
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Eunicidae			4
15	F26 (R1)	Annelida	Polychaeta		Sabellidae			1
15	F26 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			1
15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Nannastacidae	Cumella	Cumella sp.	1
15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Bodotriidae	Cyclaspis	Cyclaspis jonesy	1

15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Grandidierella	Grandidierella gilesi	3
15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Grandidierella	Grandidierella megnae	2
15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	42
15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Oedicerotidae	Perioculodes	Perioculodes sp.	3
15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Acanthonotozomellio	dae		1
15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae			1
15	F26 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Flabellifera			1
15	F26 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			2
15	F26 (R1)	Arthropoda	Ostracoda		Podocopida			4
15	F26 (R1)	Mollusca	gastropoda		Calyptraeidae	Crepidula	Crepidula maculosa	1
15	F26 (R1)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Prunum	Marginella labiatum	1
15	F26 (R2)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Ceratocephale	Ceratocephale sp.	2
15	F26 (R2)	Annelida	Polychaeta		Euphrosinidae	Euphrosine	Euphrosine sp.	1
15	F26 (R2)	Annelida	Polychaeta		Polynoide	Malmgreniella	Malmgreniella sp.	2
15	F26 (R2)	Annelida	Polychaeta		Eunicidae	Marphysa	Marphysa sp.	1
15	F26 (R2)	Annelida	Polychaeta		Eunicidae	Nematonereis	Nematonereis sp.	1
15	F26 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Paradoneis	Paradoneis sp.	2

15	F26 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Nannastacidae	Cumella	Cumella sp.	1
15	F26 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Gammaridae	Gammarus	Gammarus palustris	1
15	F26 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	33
15	F26 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Pleustidae	Stenopleustes	Stenopleustes gracilis	2
15	F26 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
15	F26 (R2)	Arthropoda	Ostracoda		Podocopida			3
15	F26 (R2)	Mollusca	gastropoda		Calyptraeidae	Crepidula	Crepidula maculosa	1
15	F26 (R2)	Mollusca	gastropoda		Hanoneidae	Haminoea	Haminoe succina	1
15	F26 (R2)	Nemertea						3
15	F26 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Nereis	Nereis sp.	3
15	F26 (R3)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae	Paleanotus	Paleanotus sp.	1
15	F26 (R3)	Annelida	Polychaeta		Poecilochaetidae	Poecilochaetus	Poecilochaetus sp.	1
15	F26 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Sphaerosyllis	Sphaerosyllis sp.	2
15	F26 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Cirolanidae	Cirolana	Cirolana sp.	1
15	F26 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Isaeidae	Gammaropsis	Gammaropsis sp.	1
15	F26 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Grandidierella	Grandidierella bonnieroides	1

15	F26 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Bodotriidae	Iphinoe	Iphinoe sp.	2
15	F26 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	45
15	F26 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Leucothoidae	Leucothoe	Leucothoe sp.	1
15	F26 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Cyclopidae			1
15	F26 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Veneridae	Timoclea	Chione grus	1
50	F27 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	1
50	F27 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	11
50	F27 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion multispinosus	2
50	F27 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
50	F27 (R1)	Nemertea						1
50	F27 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
50	F27 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	6
50	F27 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	4
50	F27 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
50	F27 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	6
50	F27 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			1
50	F27 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			1

50	F27 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
150	F29 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	1
150	F29 (R1)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
150	F29 (R2)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
150	F29 (R2)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae	Phyllodoce	Phyllodoce sp.	1
150	F29 (R3)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	2
150	F29 (R3)	Annelida	Polychaeta		Polygordiidae	Polygordius	Polygordius sp.	1
200	F30 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aedicira	Aedicira sp.	1
200	F30 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aedicira	Aedicira sp.	1
200	F30 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Heteromastus	Heteromastus sp.	1
50	G32 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	1
50	G32 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Mediomastus	Mediomastus sp.	3
50	G32 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	1
50	G32 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina sp.	1
50	G32 (R1)	Annelida	Polychaeta		Oweniidae	Owenia	Owenia sp.	1
50	G32 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Paraprionospio	Paraprionospio sp.	1

50	G32 (R1)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			1
50	G32 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
50	G32 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Parapseudidae	Saltipedis	Saltipedis sp.	2
50	G32 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	1
50	G32 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Cyclopidae			1
50	G32 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
50	G32 (R2)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenura	Clymenura sp.	1
50	G32 (R2)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae	Eteone	Eteone sp.	1
50	G32 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
50	G32 (R2)	Annelida	Polychaeta		Sabellidae	Sabella	Sabella sp.	1
50	G32 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Dexaminidae	Atylus	Atylus sp.	1
50	G32 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Grandidierella	Grandidierella bonnieroides	1
50	G32 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	9
50	G32 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae			1
50	G32 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Cyclopidae			2
50	G32 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			18

50	G32 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Mactridae	Mulinia	Mulinia lateralis	1
50	G32 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Codakia			1
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	3
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	2
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Caulleriella	Caulleriella sp.	1
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Cirratulus	Cirratulus sp.	1
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	3
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniada	Goniada sp.	1
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Mediomastus	Mediomastus sp.	5
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Ophelia	Ophelia sp.	1
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Platynereis	Platynereis dumerilii	1
50	G32 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Scolelepsis	Scolelepsis sp.	1
50	G32 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	2
50	G32 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	2
50	G32 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			10

100	G33 (R1)	Annelida	Polychaeta		Sabellidae	Fabricia	Fabricia sp.	1
100	G33 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	2
100	G33 (R2)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae	Escoloplos	Escoloplos sp.	1
100	G33 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca brevisimulata	1
100	G33 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Apseudidae	Apseudes	Apseudes sp.	1
100	G33 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nephtydae	Nephtys	Nephtys sp.	1
15	H36 (R1)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
15	H36 (R1)	Annelida	Polychaeta		Pectinariidae	Pectinaria	Pectinaria sp.	1
15	H36 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
15	H36 (R1)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			2
15	H36 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
15	H36 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Neomegamphopidae	Neomegamphopus	Neomegamphopus sp.	2
15	H36 (R1)	Mollusca	gastropoda		Columbellidae	Astyris	Astyris lunata	1
15	H36 (R1)	Mollusca	Scaphopoda		Dentaliidae	Dentalium	Dentalium sp.	1
15	H36 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Veneridae	Gouldia	Gouldia cerina	2
15	H36 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Pectinidae	Pecten	Pecten raveneli	3
15	H36 (R1)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Olivella	sp	2

15	H36 (R1)	Mollusca	gastropoda		Strombidae	Strombus	Strombus pugilis	1
15	H36 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae			2
15	H36 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
15	H36 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	3
15	H36 (R2)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1
15	H36 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
15	H36 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	2
15	H36 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Nannastacidae	Cumella	Cumella sp.	1
15	H36 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Platyischnopidae	Eudevenopus	Eudevenopus honduranus	1
15	H36 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Eusiridea	Eusiroides	Eusiroides yucatanensis	1
15	H36 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Paguridae	Pagurus	Pagurus sp.	1
15	H36 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Photidae	Photis	Photis macromanus	1
15	H36 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Cyclopidae			1
15	H36 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae	Codakia	Codakia orbicularis	4
15	H36 (R2)	Mollusca	Scaphopoda		Dentaliidae	Dentalium	Dentalium sp.	1
15	H36 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Veneridae	Gouldia	Gouldia cerina	8
15	H36 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae	Here	Here sombrerensi	1

H36 (R2)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Olivella	Olivella rosolina	8
H36 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae			12
H36 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	1
H36 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
H36 (R3)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			1
H36 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae	Deutella	Deutella mayeri	1
H36 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Eusiridea	Eusiroides	Eusiroides yucatanensis	1
H36 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
H36 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Photidae	Photis	Photis macromanus	1
H36 (R3)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Jaspidella	Jaspidella blanesi	3
H36 (R3)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Dentimargo	Marginella eureocineta	1
H36 (R3)	Mollusca	gastropoda		Nassaridae	Nassarius	Nassarius consensus	1
H36 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae-Codakia			14
H38 (R1)	Annelida	Polychaeta		Arabellidae	Arabella	Arabella sp.	1
H38 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
H38 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	2
	H36 (R2) H36 (R2) H36 (R3) H36 (R3) H38 (R1) H38 (R1)	H36 (R2)MolluscaH36 (R2)MolluscaH36 (R3)AnnelidaH36 (R3)AnnelidaH36 (R3)AnnelidaH36 (R3)ArthropodaH36 (R3)ArthropodaH36 (R3)ArthropodaH36 (R3)ArthropodaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)MolluscaH36 (R3)AnnelidaH38 (R1)Annelida	H36 (R2)MolluscagastropodaH36 (R2)MolluscaBivalviaH36 (R3)AnnelidaPolychaetaH36 (R3)AnnelidaPolychaetaH36 (R3)AnnelidaPolychaetaH36 (R3)AnnelidaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)MolluscagastropodaH36 (R3)MolluscagastropodaH36 (R3)MolluscaBivalviaH36 (R3)AnnelidaPolychaetaH36 (R3)MolluscaBivalviaH36 (R3)MolluscaBivalviaH36 (R3)MolluscaBivalviaH38 (R1)AnnelidaPolychaetaH38 (R1)AnnelidaPolychaeta	H36 (R2)MolluscagastropodaH36 (R2)MolluscaBivalviaH36 (R3)AnnelidaPolychaetaH36 (R3)AnnelidaPolychaetaH36 (R3)AnnelidaPolychaetaH36 (R3)AnnelidaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaH36 (R3)MolluscagastropodaH36 (R3)MolluscagastropodaH36 (R3)MolluscaBivalviaH36 (R3)MolluscaBivalviaH36 (R3)MolluscaBivalviaH36 (R3)AnnelidaPolychaetaH38 (R1)AnnelidaPolychaeta	H36 (R2)MolluscagastropodaOlividaeH36 (R2)MolluscaBivalviaLucinidaeH36 (R3)AnnelidaPolychaetaSyllidaeH36 (R3)AnnelidaPolychaetaSpionidaeH36 (R3)AnnelidaPolychaetaChrysopetalidaeH36 (R3)AnnelidaMalacostracaAmphipodaCaprellidaeH36 (R3)ArthropodaMalacostracaAmphipodaLeptocheliidaeH36 (R3)ArthropodaMalacostracaAmphipodaLeptocheliidaeH36 (R3)ArthropodaMalacostracaAmphipodaPhotidaeH36 (R3)MolluscagastropodaOlividaeOlividaeH36 (R3)MolluscagastropodaMarginellidaeH36 (R3)MolluscagastropodaMarginellidaeH36 (R3)MolluscagastropodaMarginellidaeH36 (R3)MolluscagastropodaMarginellidaeH36 (R3)MolluscaBivalviaLucinidae-CodakiaH36 (R3)MolluscaBivalviaCapitellidaeH36 (R1)AnnelidaPolychaetaCapitellidaeH38 (R1)AnnelidaPolychaetaCapitellidae	H36 (R2)MolluscagastropodaOlividaeOlividaeH36 (R2)MolluscaBivalviaLucinidaeH36 (R3)AnnelidaPolychaetaSyllidaeCeratonereisH36 (R3)AnnelidaPolychaetaSpionidaePrionospioH36 (R3)AnnelidaPolychaetaChrysopetalidaeDeutellaH36 (R3)AnthropodaMalacostracaAmphipodaCaprellidaeDeutellaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaAmphipodaEusirideaEusiroidesH36 (R3)ArthropodaMalacostracaAmphipodaLeptochellidaeLeptochelliaH36 (R3)ArthropodaMalacostracaAmphipodaPhotidaePhotisH36 (R3)MolluscagastropodaOlividaeDentimargoH36 (R3)MolluscagastropodaMarginellidaeDentimargoH36 (R3)MolluscagastropodaLucinidae-CodakiaNasariusH36 (R3)MolluscaBivalviaLucinidae-CodakiaMalacostraciaH36 (R3)MolluscaBivalviaLucinidae-CodakiaMalacostraciaH36 (R3)MolluscaBivalviaLucinidae-CodakiaMalacostraciaH38 (R1)AnnelidaPolychaetaCapitellidaeDecamastusH38 (R1)AnnelidaPolychaetaCirratulidaeMonticellina	H36 (R2) Mollusca gastropoda Olividae Olivella Olivella rosolina H36 (R2) Mollusca Bivalvia Lucinidae H36 (R3) Annelida Polychaeta Syllidae Ceratonereis op. H36 (R3) Annelida Polychaeta Splonidae Prionospio op. H36 (R3) Annelida Polychaeta Splonidae Prionospio op. H36 (R3) Annelida Polychaeta Chrysopetalidae Deutella Deutella mayeri H36 (R3) Arthropoda Malacostraca Amphipoda Caprellidae Deutella Deutella mayeri H36 (R3) Arthropoda Malacostraca Amphipoda Eusiridea Leptochelidae Leptochelia H36 (R3) Arthropoda Malacostraca Tanaidacea Leptochelidae Leptochelia Leptochelia sp. H36 (R3) Arthropoda Malacostraca Amphipoda Photiae Photis Jaspidella blanesi H36 (R3) Mollusca gastropoda Tanaidacea Leptocheliidae Leptochelia Jaspidella H36 (R3) Mollusca gastropoda V Nassarius Nassarius consensus H36 (R3) Mollusca gastropoda Lucinidae Nassarius Na

100	H38 (R1)	Annelida	Polychaeta		Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	1
100	H38 (R1)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae			1
100	H38 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Platyischnopidae	Eudevenopus	Eudevenopus honduranus	1
100	H38 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Photidae	Photis	Photis macromanus	1
100	H38 (R1)	Sipuncula	Sipunculidea					1
100	H38 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca abdita	1
100	H38 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Neomegamphopidae	Neomegamphopus	Neomegamphopus sp.	1
100	H38 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Anomura			2
100	H38 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Eusiridea	Eusiroides	Eusiroides yucatanensis	1
150	H39 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	1
150	H39 (R2)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	2
150	H39 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Minuspio	Minuspio sp.	1
150	H39 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Mactridae	Mactra	Mactra fragilis	1
150	H39 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
150	H39 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Pygospio	Pygospio sp.	1
200	H40 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	1

200	H40 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
200	H40 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
200	H40 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Veneridae	Tivela	Tivela floridana	1
200	H40 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
15	I41 (R1)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	4
15	I41 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	8
15	I41 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	2
15	I41 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae			1
15	I41 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ischyroceridae	Ericthonius	Ericthonius brasiliensis	4
15	I41 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Eusiridea	Eusiroides	Eusiroides yucatanensis	1
15	I41 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
15	I41 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Megaluropidae	Megaluropus	Megaluropus longimerus	2
15	I41 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phtisicidae	Phtisica	Phtisica marina	3
15	I41 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	2
15	I41 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Arcidae	Arca	Arca imbricata	1
15	I41 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
15	I41 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2

15	l41 (R2)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			5
15	l41 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Bateidae	Batea	Batea cuspidata	1
15	l41 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Gammaridae	Ericthonius	Ericthonius brasiliensis	2
15	l41 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
15	l41 (R2)	Mollusca	Polyplacophora	I	Chitonidae	Acanthopleura	Acanthopleura sp.	1
15	l41 (R2)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Jaspidella	Jaspidella jaspidea	1
15	l41 (R2)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Olivella	Olivella minuta	2
15	l41 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
15	l41 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Gammaridae	Ericthonius	Ericthonius brasiliensis	1
15	l41 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Oedicerotidae	Synchelidium	Synchelidium americanum	1
15	l41 (R3)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Olivella	Olivella nivea	1
15	I41 (R3)	Mollusca	gastropoda		Pyramidellidae	Turbonilla	Turbonilla abrupta	1
15	l41 (R3)	Nemertea						1
50	l42 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	2
50	I42 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phoxocephalidae	Eobrolgus	Eobrolgus spinosus	1
50	l42 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Psammobiidae	Sanguinolaria	Sanguinolaria cruenta	1
50	142 (R2)	Annelida	Polychaeta		Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	1

50	l42 (R2)	Annelida	Polychaeta	Hesionidae			1
50	142 (R2)	Mollusca	Bivalvia	Lucinidae			2
50	142 (R3)	Annelida	Polychaeta	Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
100	143 (R1)	Annelida	Polychaeta	Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
100	143 (R1)	Annelida	Polychaeta	Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	4
100	143 (R1)	Annelida	Polychaeta	Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
100	143 (R1)	Annelida	Polychaeta	Orbiniidae	Leitoscoloplos	Leitoscoloplos sp.	1
100	143 (R1)	Annelida	Polychaeta	Polynoidae	Malmgreniella	Malmgreniella sp.	2
100	143 (R1)	Arthropoda	Malacostraca Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	1
100	143 (R2)	Annelida	Polychaeta	Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	2
100	143 (R2)	Annelida	Polychaeta	Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
100	143 (R2)	Annelida	Polychaeta	Syllidae			3
100	143 (R2)	Annelida	Polychatea	Terebellidae			3
100	143 (R2)	Nemertea					2
100	143 (R3)	Annelida	Polychaeta	Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
100	143 (R3)	Annelida	Polychaeta	Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	3
100	143 (R3)	Annelida	Polychaeta	Cirratulidae			1

100	l43 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			2
100	143 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phoxocephalidae	Eobrolgus	Eobrolgus spinosus	1
100	143 (R3)	Nemertea						1
150	144 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
150	144 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	2
150	144 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	2
150	144 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
150	144 (R1)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	2
150	144 (R1)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
150	144 (R1)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1
150	144 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	2
150	144 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
150	144 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
150	144 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae			1
150	144 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			2
150	144 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	melitidae	Jerbarnia	Jerbarnia sp.	1
150	144 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1

150	I44 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Calatheidae	Munida	Munida stimpsoni	1
150	144 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Flabellifera			1
150	l44 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
150	144 (R3)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae			1
150	144 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
200	I45 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
200	I45 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Minuspio	Minuspio sp.	1
200	I45 (R1)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae			1
200	I45 (R1)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae			1
200	I45 (R1)	Sipuncula	Sipunculidea					1
200	I45 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
200	145 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
15	J46 (R1)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
15	J46 (R1)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	2
15	J46 (R1)	Annelida	Polychaeta		Eulepethidae	Grubeulepis	Grubeulepis mexicana	1
15	J46 (R1)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
15	J46 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	6

1	15	J46 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	3
1	15	J46 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	2
1	15	J46 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae			1
1	15	J46 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca abdita	1
1	15	J46 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Nannastacidae	Cumella	Cumella sp.	1
1	15	J46 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Diastylidae	Diastylis	Diastylis sp	1
1	15	J46 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Bresillidae	Discias	Discias sp.	1
1	15	J46 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Neomegamphopidae	Neomegamphopus	Neomegamphopus sp.	4
1	15	J46 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	2
1	15	J46 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	3
1	15	J46 (R2)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	2
1	15	J46 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Pionosyllis	Pionosyllis sp.	1
1	15	J46 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	7
1	15	J46 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	7
1	15	J46 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	3
1	15	J46 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Paguridae	Anisopagurus	Anisopagurus sp.	1
1	15	J46 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Photidae	Photis	Photis melanicus	2

15	J46 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	4
15	J46 (R2)	Mollusca	gastropoda		Olividae	Jaspidella	Jaspidella jaspidea	1
15	J46 (R2)	Nemertea						2
15	J46 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
15	J46 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	2
15	J46 (R3)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	1
15	J46 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
15	J46 (R3)	Annelida	Polychaeta		Pectinariidae	Pectinaria	Pectinaria sp.	1
15	J46 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	5
15	J46 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Prionosyllis	Prionosyllis sp.	2
15	J46 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	3
15	J46 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Diastylidae	Diastylis	Diastylis sp	2
15	J46 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
15	J46 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Neomegamphopidae	Neomegamphopus	Neomegamphopus sp.	1
15	J46 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Photidae	Photis	Photis melanicus	3
15	J46 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae	Phtisica	Phtisica marina	1
15	J46 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	4

15	J46 (R3)	Sipuncula	Sipunculidea					1
50	J47 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	2
50	J47 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	1
50	J47 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	5
50	J47 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Diastylidae	Diastylis	Diastylis sp	1
50	J47 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Photidae	Photis	Photis melanicus	2
50	J47 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	1
50	J47 (R2)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
50	J47 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
50	J47 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Parapseudidae	Parapseudes	Parapseudes sp.	1
50	J47 (R2)	Nemertea						2
50	J47 (R3)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Ampharete	Ampharete sp.	1
50	J47 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	4
50	J47 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
50	J47 (R3)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae	Orbinia	Orbinia sp.	2
50	J47 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
50	J47 (R3)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			1

50	J47 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	1
50	J47 (R3)	Sipuncula	Sipunculidea					1
100	J48 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			1
100	J48 (R2)	Nemertea						1
100	J48 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitida	Netamelita	Netamelita sp.	1
150	J49 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
150	J49 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
150	J49 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
150	J49 (R3)	Annelida	Polychaeta		Sabellidae	Sabella	Sabella sp.	1
15	K51 (R1)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
15	K51 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	5
15	K51 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Opisthosyllis	Opisthosyllis sp.	1
15	K51 (R1)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae	Phyllodoce	Phyllodoce sp.	1
15	K51 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	8
15	K51 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	1
15	K51 (R1)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			1
15	K51 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae	Deutella	Deutella mayeri	1

15	K51 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca vadorum	3
15	K51 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	3
15	K51 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion wadei	1
15	K51 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Caprellidae	Metaprotella	Metaprotella hummelincki	1
15	K51 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phoxocephalidae	Metharpinia	Metharpinia floridana	1
15	K51 (R1)	Sipuncula	Sipunculidea					1
15	K51 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	7
15	K51 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	4
15	K51 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
15	K51 (R2)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1
15	K51 (R2)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	4
15	K51 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca vadorum	1
15	K51 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion wadei	1
15	K51 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Diastylidae	Diastylis	Diastylis sp	1
15	K51 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Megaluropidae	Gibberosus	Gibberosus myersi	1
15	K51 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	1
15	K51 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Netamelita	Netamelita sp.	1

15	K51 (R2)	Echinodermata	Asteroidea		Asteropseidae			1
15	K51 (R2)	Mollusca	gastropoda		Mellanelidae	Mellanela	sp.	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Ampharete	Ampharete sp.	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Aphroditidae	Aphrodita	Aphrodita sp.	2
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	2
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	2
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera capitata	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae	Phyllodoce	Phyllodoce sp.	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	1
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	3
15	K51 (R3)	Annelida	Polychaeta		Chrysopetalidae			2
15	K51 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca vadorum	3
15	K51 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	1

15	K51 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	3
15	K51 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Netamelita	Netamelita sp.	1
15	K51 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Pseudoleptochelia	Pseudoleptochelia sp.	1
15	K51 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Menippidae			1
15	K51 (R3)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Marginella	Marginella eburneola	1
15	K51 (R3)	Sipuncula	Sipunculidea					1
50	K52 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	3
50	K52 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Heteromastus	Heteromastus sp.	1
50	K52 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Levinsenia	Levinsenia gracilis	2
50	K52 (R1)	Annelida	Polychaeta		Nephtydae	Nephtys	Nephtys sp.	1
50	K52 (R1)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae	Scoloplos	Scoloplos sp.	1
50	K52 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Grandidierella	Grandidierella bonnieroides	2
50	K52 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
50	K52 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae			1
50	K52 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	1
50	K52 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Mediomastus	Mediomastus sp.	1

50	K52 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae			1
50	K52 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	2
50	K52 (R2)	Sipuncula	Sipunculidea					3
50	K52 (R3)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
50	K52 (R3)	Annelida	Polychaeta		Oweniidae	Owenia	Owenia sp.	2
50	K52 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca sp.	1
50	K52 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	2
50	K52 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Lucinidae-Codakia			1
50	K52 (R3)	Sipuncula	Sipunculidea					1
150	K54 (R1)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	1
150	K54 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	10
150	K54 (R1)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae	Egamella	Egamella sp.	1
150	K54 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	2
150	K54 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
150	K54 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	3
150	K54 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
150	K54 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	4

150	K54 (R3)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniadides	Goniadides sp.	1
150	K54 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
150	K54 (R3)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae			1
200	K55 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aedicira	Aedicira sp.	1
200	K55 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
15	L56 (R1)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
15	L56 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
15	L56 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			1
15	L56 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca vadorum	1
15	L56 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	1
15	L56 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Mysida	Mysidae	Bowmaniella	Bowmaniella floridana	1
15	L56 (R1)	Mollusca	gastropoda		Haminoeidae	Atys	Atys riiseana	1
15	L56 (R2)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
15	L56 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
15	L56 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Bresillidae	Discias	Discias sp.	3
15	L56 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
15	L56 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2

15	L56 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
15	L56 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Bresillidae	Discias	Discias sp.	2
50	L57 (R1)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	9
50	L57 (R1)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae	Phyllodoce	Phyllodoce sp.	1
50	L57 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	1
50	L57 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
50	L57 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
50	L57 (R2)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniada	Goniada sp.	1
50	L57 (R2)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
50	L57 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Mediomastus	Mediomastus sp.	1
50	L57 (R2)	Annelida	Polychaeta		Pisionidae	Pisione	Pisione sp.	1
50	L57 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
50	L57 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Parapseudidae	Saltipedis	Saltipedis sp.	1
50	L57 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Mesodesmatidae	Ervilia	Ervilia concentrica	1
50	L57 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera alba	1
50	L57 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Paraprionospio	Paraprionospio sp.	1
50	L57 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1

50	L57 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Veneridae	Pitar	Pitar fulminatus	1
150	L59 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	3
150	L59 (R1)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Diopatria	Diopatria sp.	1
150	L59 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	5
150	L59 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
150	L59 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae			1
150	L59 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
150	L59 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Solemyidae	Solemya	Solemya velum	1
150	L59 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	3
150	L59 (R2)	Annelida	Polychaeta		Sigalionidae	Sthenalais	Sthenalais sp.	1
150	L59 (R2)	Annelida	Polychaeta		Dorvilleidae			1
150	L59 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	1
150	L59 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	4
150	L59 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	2
150	L59 (R3)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae			1
150	L59 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nereididae			1
150	L59 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Netamelita	Netamelita sp.	1

150	L59 (R3)	Mollusca	Scaphopoda		Gadilidae	Cadulus	Cadulus sp.	1
200	L60 (R1)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
200	L60 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	6
200	L60 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	1
200	L60 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
200	L60 (R3)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	1
200	L60 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	14
200	L60 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
15	M61 (R1)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera sp.	7
15	M61 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
15	M61 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae			4
15	M61 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			1
15	M61 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			1
15	M61 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion wadei	1
15	M61 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Ceradocus	Ceradocus shoemakeri	3
15	M61 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Cumacea	Nannastacidae	Cumella	Cumella sp.	1

15	M61 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Panopeidae	Hexapanopeus	Hexapanopeus sp.	1
15	M61 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia sp.	1
15	M61 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Liljeborgiidae	Listriella	Listriella quintana	4
15	M61 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	1
15	M61 (R1)	Mollusca	gastropoda		Fissurellidae	Emarginula	Emarginula pumila	1
15	M61 (R2)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	1
15	M61 (R2)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera sp.	5
15	M61 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Minuspio	Minuspio sp.	1
15	M61 (R2)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1
15	M61 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae			12
15	M61 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae			1
15	M61 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca vadorum	1
15	M61 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion wadei	3
15	M61 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Ceradocus	Ceradocus shoemakeri	1
15	M61 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Podoceridae	Podocerus	Podocerus sp.	1
15	M61 (R2)	Nemertea						1
15	M61 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1

15	M61 (R3)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Boguea	Boguea sp.	1
15	M61 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	5
15	M61 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera sp.	2
15	M61 (R3)	Annelida	Polychaeta		Lysianassidae	Lysianopsis	Lysianopsis alba	1
15	M61 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
15	M61 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
15	M61 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Apseudidae	Apseudes	Apseudes sp.	1
15	M61 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Metapseudidae	Calozodion	Calozodion wadei	1
15	M61 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Ceradocus	Ceradocus shoemakeri	2
15	M61 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Rudilemboides	Rudilemboides naglei	2
15	M61 (R3)	Mollusca	gastropoda		Marginellidae	Marginella	Marginella pruniosum	1
15	M61 (R3)				Anfioxo			1
50	M62 (R1)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Clymenella	Clymenella torquata	1
50	M62 (R1)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
50	M62 (R1)	Annelida	Polychatea		Terebellidae	Terebellides	Terebellides sp.	1
50	M62 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	4
50	M62 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			1
50	M62 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
----	----------	------------	--------------	-------------	---------------	---------------	-------------------	---
50	M62 (R1)	Mollusca	Scaphopoda		Dentaliidae	Dentalium	Dentalium sp.	1
50	M62 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Tellinidae	Tellina	Tellina listeri	2
50	M62 (R2)	Annelida	Polychaeta		Phyllodocidae	Anaitides	Anaitides sp.	1
50	M62 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	2
50	M62 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	2
50	M62 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	3
50	M62 (R2)	Annelida	Polychaeta		Nereididae			1
50	M62 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Apseudidae	Apseudes	Apseudes sp.	1
50	M62 (R2)	Arthropoda	Ostracoda	Myodocopina				3
50	M62 (R2)	Arthropoda	Ostracoda		Halocyprida			1
50	M62 (R2)	Mollusca	gastropoda		Haminoeidae	Atys	Atys riiseana	1
50	M62 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
50	M62 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
50	M62 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera sp.	2
50	M62 (R3)	Annelida	Polychaeta		Nephtydae	Nephtys	Nephtys sp.	1
50	M62 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Spiophanes	Spiophanes sp.	1

50	M62 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	3
50	M62 (R3)	Annelida	Polychatea		Terebellidae			1
100	M63 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cossuridae	Cossura	Cossura soyeri	1
100	M63 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	1
100	M63 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
100	M63 (R1)	Annelida	Polychaeta		Nereididae			1
100	M63 (R1)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae			1
100	M63 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	1
100	M63 (R2)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
100	M63 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
100	M63 (R2)	Arthropoda	Ostracoda		Myodocopida			1
100	M63 (R3)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	5
100	M63 (R3)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae			1
150	M64 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
150	M64 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	2
150	M64 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
150	M64 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	3

200	M65 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	2
200	M65 (R1)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae	Leitoscoloplos	Leitoscoloplos sp.	1
200	M65 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phoxocephalidae	Metharpinia	Metharpinia floridana	1
200	M65 (R1)	Nemertea						2
200	M65 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Cirratulus	Cirratulus sp.	1
200	M65 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
15	N66 (R1)	Annelida	Polychaeta		Nepthyidae	Aglaophamus	Aglaophamus sp.	1
15	N66 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
15	N66 (R1)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	6
15	N66 (R1)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae	Orbinia	Orbinia sp.	1
15	N66 (R1)	Annelida	Polychaeta		Pectinariidae	Pectinaria	Pectinaria sp.	1
15	N66 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	1
15	N66 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	1
15	N66 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			3
15	N66 (R1)	Mollusca	Bivalvia		Corbiculidae	Corbiculidae	Corbiculidae sp.	1
15	N66 (R1)	Nemertea						3
15	N66 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1

15	N66 (R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	13
15	N66 (R2)	Annelida	Polychaeta		Magelonidae	Magelona	Magelona sp.	1
15	N66 (R2)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae	Orbinia	Orbinia sp.	1
15	N66 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	1
15	N66 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ischyroceridae	Ericthonius	Ericthonius brasiliensis	1
15	N66 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	1
15	N66 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			5
15	N66 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Brania	Brania sp.	1
15	N66 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Decamastus	Decamastus sp.	6
15	N66 (R3)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1
15	N66 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
15	N66 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Mysida	Mysidae	Bowmaniella	Bowmaniella floridana	1
15	N66 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Ogyrididae	Ogyrides	Ogyrides sp.	1
15	N66 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			4
15	N66 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Veneridae	Megapitaries	Macrollista maculata	1
15	N66 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Corbiculidae	Corbiculidae	sp.	1
50	N67 (R1)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniadides	Goniadides sp.	1

50	N67 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1
50	N67 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	2
50	N67 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Netamelita	Netamelita sp.	1
50	N67 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
50	N67 (R2)	Annelida	Polychaeta		Eunicidae	Eunice	Eunice sp.	1
50	N67 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Decapoda	Rininidae	Rinilia	Rinilia Muricata	1
50	N67 (R2)	Nemertea						1
50	N67 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	1
50	N67 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
100	N68 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Minuspio	Minuspio sp.	3
100	N68 (R2)	Annelida	Polychaeta		Nereidae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	1
100	N68 (R2)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniadides	Goniadides sp.	1
100	N68 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Minuspio	Minuspio sp.	1
100	N68 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae			1
100	N68 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			2
100	N68 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Heteromastus	Heteromastus sp.	1
150	N69 (R3)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera sp.	1

150	N69 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
15	071 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
15	071 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	8
15	071 (R1)	Annelida	Polychaeta		Ampharetiidae			1
15	071 (R1)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
15	071 (R2)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
15	071 (R2)	Annelida	Polychaeta		Nereididae	Ceratonereis	Ceratonereis sp.	3
15	071 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	3
15	071 (R2)	Annelida	Polychaeta		Glyceridae	Glycera	Glycera sp.	1
15	071 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Minuspio	Minuspio sp.	1
15	071 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
15	071 (R2)	Annelida	Polychaeta		Pisionidae			1
15	071 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Melitidae	Ceradocus	Ceradocus shoemakeri	1
15	071 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Leptochelia	Leptochelia dubia	2
15	071 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Photidae	Photis	Photis macromanus	1
15	071 (R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
15	071 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	2

15	071 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Syllis	Syllis sp.	11
15	071 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Cyclopidae			1
15	071 (R3)	Mollusca	gastropoda		Fissurellidae	Lucapina	Lucapinella limatula	1
15	071 (R3)	Nemertea						1
50	072 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	1
50	O72 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	2
50	072 (R1)	Annelida	Polychaeta		Onuphidae	Paranorthia	Paradoneis sp.	1
50	072 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aricidea	Aricidea sp.	1
50	072 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	2
50	072 (R3)	Annelida	Polychaeta		Opheliidae	Armandia	Armandia agilis	1
50	072 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Isopoda	Hyssuridae	Xenanthura	Xenanthura brevitelson	1
50	072 (R3)	Mollusca	Bivalvia		Limidae	Limaria	Limaria lima	1
100	073 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Cirrophorus	Cirrophorus sp.	2
100	073 (R1)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniadides	Goniadides sp.	1
100	073 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Prionosyllis	Prionosyllis sp.	1
100	073 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Phoxocephalidae	Eobrolgus	Eobrolgus spinosus	1

100	073 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	1
100	073 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
100	073 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Prionosyllis	Prionosyllis sp.	1
100	073 (R2)	Annelida	Polychaeta		Poecilochaetidae			1
100	073 (R3)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniadides	Goniadides sp.	1
100	073 (R3)	Annelida	Polychaeta		Lumbrineridae	Lumbrineris	Lumbrineris sp.	1
100	073 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	3
100	073 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Prionosyllis	Prionosyllis sp.	5
150	074 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Spiophanes	Spiophanes sp.	2
150	074 (R2)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Ampeliscidae	Ampelisca	Ampelisca vadorum	1
150	074 (R2)	Mollusca	Bivalvia		Thyasiridae	Thyasira	Thyasira trisinuata	1
150	074 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Boccardia	Boccardia sp.	1
150	074 (R3)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	1
150	074 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Nototanaidae	Protanaissis	Protanaissis sp.	1
200	O75 (R1)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aedicira	Aedicira sp.	1
200	075 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Amphipoda	Aoridae	Bemlos	Bemlos sp.	1

50	P77 (R1)	Annelida	Polychaeta		Arabellidae	Drilonereis	Drilonereis sp.	1
50	P77(R2)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniadides	Goniadides sp.	2
50	P77(R2)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae			2
50	P77(R2)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
100	P78 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Minuspio	Minuspio sp.	1
100	P78 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Apseudidae	Apseudes	Apseudes orghidani	1
100	P78 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Aedicira	Aedicira sp.	1
100	P78 (R2)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae	Monticellina	Monticellina dorsobranchialis	1
100	P78 (R3)	Annelida	Polychaeta		Goniadidae	Goniadides	Goniadides sp.	1
100	P78 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Minuspio	Minuspio sp.	2
100	P78 (R3)	Annelida	Polychaeta		Syllidae			1
100	P78 (R3)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Leptocheliidae	Pseudoleptochelia	Pseudoleptochelia sp.	1
100	P78 (R3)	Arthropoda	Maxillopoda	Copepoda	Harpacticoide			1
150	P79 (R1)	Sipuncula	Sipunculidea					1
150	P79 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	1
150	P79 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	1

150	P79 (R2)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Trypanosyllis	Trypanosyllis sp.	1
150	P79 (R2)	Nemertea						1
150	P79 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	3
150	P79 (R3)	Annelida	Polychaeta		Capitellidae	Capitella	Capitella sp.	1
200	P80 (R1)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Aonides	Aonides sp.	3
200	P80 (R1)	Annelida	Polychaeta		Syllidae	Exogone	Exogone sp.	4
200	P80 (R1)	Annelida	Polychaeta		Maldanidae	Maldane	Maldane sp.	1
200	P80 (R1)	Annelida	Polychaeta		Cirratulidae			1
200	P80 (R1)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae			1
200	P80 (R1)	Arthropoda	Malacostraca	Tanaidacea	Nototanaidae	Protanaissis	Protanaissis sp.	1
200	P80 (R2)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Paradoneis	Paradoneis sp.	1
200	P80 (R2)	Annelida	Polychaeta		Poecilochaetidae	Poecilochaetus	Poecilochaetus sp.	1
200	P80 (R2)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	6
200	P80 (R2)	Annelida	Polychaeta		Orbiniidae			1
200	P80 (R3)	Annelida	Polychaeta		Paraonidae	Paradoneis	Paradoneis sp.	1
200	P80 (R3)	Annelida	Polychaeta		Spionidae	Prionospio	Prionospio sp.	5
200	P80 (R3)	Nemertea						1

ANEXO 4. NÚMERO DE BACTERIAS HETERÓTROFAS E HIDROCARBONOCLÁSTICAS EN MUESTRAS DE AGUA Y SEDIMENTO COLECTADAS EN ESTACIONES DE MUESTREO.

		AGUA		:	SEDIMENTOS	
	Hidrocarbono-			Hidrocarbono-		
	clasticas	Heterótrofas	Índice	clasticas	Heterótrofas	Índice
Estación	(NMP/g)	(ufc/g)	Hid/Het	(NMP/g)	(ufc/g)	Hid/Het
A1	2400	61000	3.93	2300	2144000	0.11
A2	930	44500	2.09	500	290000	0.17
A3	2400	58500	4.1	200	121000	0.17
A4	24000	92500	25.95	1700	168500	1.01
A5	24000	125500	19.12	500	150000	0.33
B6	24000	160500	14.95	4900	6816000	0.07
B7	2400	74500	3.22	3500	65500	5.34
B8	280	89000	0.31	17000	320000	5.31
B9	2400	141000	1.7	800	220000	0.36
B10	1500	106000	1.42	0	66000	0
C11	2400	99500	2.41	11000	1,860,000	0.59
C12	2400	106500	2.25	700	1100000	0.06
C13	24000	87000	27.59	2300	125000	1.84
C14	11000	104500	10.53	1400	550000	0.25
C15	2400	98000	2.45	13000	600000	2.17
D16	24000	72000	33.33	800	5760000	0.01
D17	24000	131000	18.32	1300	545500	0.24
D18	24000	60500	39.67	1300	1014000	0.13
D19	2400	65000	3.69	200	153500	0.13
D20	24000	73000	32.88	800	43000	1.86
E21	24000	170000	14.12	3300	3000000	0.11
E22	24000	102000	23.53	4900	95000	5.16
E23	24000	119500	20.08	200	52500	0.38
E24	24000	465000	5.16	1700	180000	0.94
E25	24000	67500	35.56	1300	364000	0.36
F26	2400	129500	1.85	800	394500	0.2
F27	11000	79000	13.92	800	45000	1.78
F28	24000	115000	20.87	4900	220000	2.23
F29	24000	97000	24.74	900	149000	0.6
F30	24000	103500	23.19	500	150000	0.33
G31	4600	109000	4.22	ND	ND	ND
G32	750	109000	0.69	400	30000	1.33
G33	90	69000	0.13	1400	55000	2.55
G34	110	122000	0.09	ND	ND	ND
G35	150	97500	0.15	ND	ND	ND
H36	70	87500	0.08	2400	260000	0.92
H37	150	89500	0.17	17000	572000	2.97
H38	230	61500	0.37	0	135000	0
H39	150	88500	0.17	1400	55000	2.55
H40	930	87000	1.07	800	218500	0.37

		AGUA		SEDIMENTOS		
	Hidrocarbono-			Hidrocarbono-		
	clasticas	Heterótrofas	Índice	clasticas	Heterótrofas	Índice
Estación	(NMP/g)	(ufc/g)	Hid/Het	(NMP/g)	(ufc/g)	Hid/Het
I41	4600	111000	4.14	700	71500	0.98
142	4600	78500	5.86	24000	1630000	1.47
143	270	57500	0.47	500	170000	0.29
144	280	98000	0.29	2300	155000	1.48
145	1500	110500	1.36	1300	115000	1.13
J46	270	68500	0.39	3300	2472000	0.13
J47	110	900000	0.01	2300	3616000	0.06
J48	110	107500	0.1	4600	1256000	0.37
J49	110	109000	0.1	22000	3192000	0.69
J50	30	104000	0.03	2300	2712000	0.08
K51	200	90500	0.22	0	4384000	0
K52	24000	90000	26.67	0	581000	0
К53	280	75000	0.37	ND	ND	ND
К54	270	103500	0.26	900	62000	1.45
К55	150	87000	0.17	6300	417500	1.51
L56	70	127000	0.06	200	1290000	0.02
L57	40	109500	0.04	500	2005000	0.02
L58	230	79000	0.29	900	145000	0.62
L59	230	101000	0.23	900	2324000	0.04
L60	230	74000	0.31	1400	60500	2.31
M61	40	800000	0.01	1300	1282000	0.1
M62	230	102000	0.23	900	170000	0.53
M63	150	71000	0.21	1700	125000	1.36
M64	230	112000	0.21	1300	1260000	0.1
M65	390	82500	0.47	3500	155000	2.26
N66	90	83500	0.11	800	9496000	0.01
N67	200	82000	0.24	2300	994000	0.23
N68	0	64000	0	800	19000	4.21
N69	70	115000	0.06	7900	65500	12.06
N70	0	123000	0	ND	ND	ND
071	40	61000	0.07	800	6864000	0.01
072	230	92000	0.25	400	28500	1.4
073	90	89500	0.1	1700	80500	2.11
074	0	94500	0	2300	702000	0.33
075	0	72000	0	3300	29500	11.19
P76	0	90000	0	ND	ND	ND
P77	230	106000	0.22	1300	1336000	0.1
P78	40	86000	0.05	2700	230000	1.17
P79	230	109000	0.21	500	8392000	0.01
P80	40	70000	0.06	1300	94500	1.38

ANEXO 5. CONCENTRACIONES DE LOS DIVERSOS GRUPOS DE HIDROCARBUROS DETERMINADOS EN SEDIMENTOS (μ G/G, PESO SECO).

Estación	PAHs BPM	PAHs APM	PAHs	Alifáticos	UCM	HC totales	
A1	0.0352	0.0027	0.0379	13.0571	31.6051	44.7000	
A2	0.0129	0.0008	0.0137	3.1484	13.8125	16.9746	
A3	0.0416	0.0037	0.0453	5.7620	31.5376	37.3448	
A4	0.0242	0.0172	0.0414	4.9085	24.0742	29.0241	
A5	0.0334	0.0090	0.0423	4.5310	29.3509	33.9242	
B6	0.0166	0.0024	0.0190	4.9685	16.0343	21.0218	
B7	0.0090	0.0031	0.0121	3.4294	21.2817	24.7232	
B8	0.0222	0.0028	0.0250	3.8768	19.3080	23.2098	
B9	0.0136	0.0028	0.0164	2.7187	13.6582	16.3933	
B10	0.0434	0.0235	0.0669	4.3440	18.9504	23.3613	
C11	0.0234	0.0682	0.0916	20.7037	29.1418	49.9371	
C12	0.0213	0.0020	0.0233	2.8554	19.3208	22.1995	
C13	0.0057	0.0004	0.0062	2.0614	9.1677	11.2353	
C14	0.0088	0.0308	0.0397	1.5931	12.5614	14.1941	
C15	0.0197	0.0138	0.0335	2.5310	13.3542	15.9187	
D16	0.0093	0.0322	0.0414	32.2401	20.7826	53.0641	
D17	0.0047	0.0008	0.0056	1.4854	14.7451	16.2360	
D18	0.0149	0.0019	0.0168	1.3599	25.4305	26.8072	
D19	0.0096	0.0015	0.0110	2.9899	11.2976	14.2986	
D20	0.0184	0.0344	0.0528	3.3912	22.8377	26.2817	
E21	0.0110	0.0021	0.0131	8.8271	15.2976	24.1379	
E22	0.0102	0.0003	0.0106	1.5926	11.7100	13.3132	
E23	0.0012	0.0004	0.0016	ND	5.8292	5.8308	

Estación	PAHs BPM	PAHs APM	PAHs	Alifáticos	UCM	HC totales
E24	0.0017	0.0009	0.0026	ND	8.1354	8.1380
E25	0.0036	0.0015	0.0052	0.5062	6.3153	6.8267
F26	0.0231	0.1041	0.1272	8.8447	15.1847	24.1565
F27	0.0028	0.0006	0.0034	4.5818	30.5062	35.0913
F28	0.0010	0.0003	0.0013	ND	14.4391	14.4404
F29	0.0066	0.0025	0.0091	ND	10.3632	10.3723
F30	0.0040	0.0009	0.0049	1.1270	16.5967	17.7285
G32	0.0033	0.0006	0.0039	ND	9.1694	9.1733
G33	0.0013	0.0004	0.0017	ND	6.1119	6.1136
H36	0.0119	0.1188	0.1307	9.4785	21.0741	30.6833
H37	0.0089	0.0037	0.0126	1.6253	9.0511	10.6890
H38	0.0230	0.0040	0.0270	ND	4.3816	4.4086
H39	0.0136	0.0040	0.0176	0.6314	11.2694	11.9185
H40	0.0065	0.0034	0.0099	ND	5.4987	5.5085
I41	0.0094	0.0224	0.0318	17.8765	17.3936	35.3019
142	0.0103	0.0046	0.0149	0.5659	8.7502	9.3310
143	0.0068	0.0034	0.0101	0.3791	8.1749	8.5641
144	0.0184	0.0028	0.0212	0.2852	5.6538	5.9602
145	0.0082	0.0042	0.0123	ND	2.2836	2.2959
J46	0.0155	0.0036	0.0191	3.1275	13.0335	16.1801
J47	0.0078	0.0035	0.0113	0.3149	11.8762	12.2025
J48	0.0082	ND	0.0082	0.8289	4.6483	5.4853
J49	0.0059	0.0022	0.0081	1.1970	3.5283	4.7333
J50	0.0089	0.0023	0.0111	1.5296	2.5635	4.1043
K51	0.0078	0.0236	0.0314	6.4053	24.0118	30.4485
K52	0.0064	0.0019	0.0083	1.1054	1.9284	3.0420
K54	0.0046	0.0017	0.0063	1.0645	0.0382	1.1090

Estación	PAHs BPM	PAHs APM	PAHs	Alifáticos	UCM	HC totales
K55	0.0106	0.0073	0.0180	0.9460	3.4871	4.4510
L56	0.0105	0.0025	0.0131	5.4850	7.4021	12.9001
L57	0.0120	0.0037	0.0156	1.5180	3.3872	4.9209
L58	0.0088	0.0028	0.0116	1.0721	2.1176	3.2013
L59	0.0019	0.0017	0.0036	0.3171	ND	0.3207
L60	0.0222	0.0389	0.0611	ND	ND	0.0611
M61	0.0093	0.0550	0.0643	7.9862	9.8206	17.8711
M62	0.0085	0.0024	0.0109	0.8405	ND	0.8515
M63	0.0171	0.0031	0.0202	0.2821	3.8058	4.1081
M64	0.0073	0.0032	0.0105	0.4803	ND	0.4908
M65	0.0269	0.0037	0.0306	1.0382	ND	1.0688
N66	0.0100	0.0034	0.0134	2.6221	7.8016	10.4371
N67	0.0056	0.0017	0.0072	0.1258	ND	0.1330
N68	0.0069	0.0028	0.0096	0.7260	3.3361	4.0717
N69	0.0027	ND	0.0027	0.1310	4.5115	4.6451
O71	0.0074	0.0038	0.0112	9.1840	4.0656	13.2608
072	0.0062	0.0031	0.0092	0.3641	1.4201	1.7935
O73	0.0120	0.0033	0.0153	ND	7.5754	7.5908
O74	0.0338	0.0027	0.0365	ND	2.7141	2.7506
O75	0.0331	0.0044	0.0375	0.0363	14.7958	14.8696
P77	0.0066	0.0032	0.0098	1.1192	14.8087	15.9378
P78	0.0094	0.0032	0.0125	ND	6.5910	6.6036
P79	0.0108	0.0038	0.0146	ND	4.9873	5.0019
P80	0.0085	0.0033	0.0119	ND	2.1969	2.2088
ND = No d	detectado					

ANEXO 6. CURVAS DE CALIBRACIÓN DE HIDROCARBUROS AROMÁTICOS POLICÍCLICOS.

Std Conc	Naft	1,2,4 trietilben	1,3,5 trietilben	1met naft	Bifenil	2,6 dimet naft	2,3 y 1,5 dimet naft
20	4140	1454	4669	16999	3616	4994	11282
100	17723	6921	21344	77261	23700	22754	55577
250	49070	24939	36024	197849	64729	67099	131261
500	99286	39861	71506	389202	135371	149193	275538
1000	210187	83688	137435	779192	296482	349550	622786
Cte	-2903.68	237.3	4364.59	1131.74	-7299.27	-14018.96	-14091.24
Coef x	211.19	83.25	133.24	1	299.68	354.91	624.01
R ²	1	0.99	1	777.99	1	0.99	1
Std Conc	Acenaft	Acenaftil	Fluor	Fenan	Antra	1 y 2 met fenan	Fluoran
20	1935	3731	4639	3445	2804	1776	1017
100	10559	19079	30613	24840	23483	11992	11216
250	26940	46463	91780	74144	81806	46023	43482
500	55496	96634	186716	170212	180969	108765	106254
1000	118399	217579	406319	474546	492589	254521	284130
Cte	-1835.73	-4920.66	-9823.05	-31284.14	-31768.5	-13402.89	-20204.18
Coef x	118.99	218.23	411.33	483.21	502.94	262.08	292.58
R ²	1	1	1	0.98	0.98	0.99	0.98
Std Conc	Pireno	Criseno	Benz (a) antra	Benz(a)pir	Ben(e)pir	Peril	Diben(ah)antra
20	1682	62	46				
100	15505	616	609	304	85	74	1
250	54011	4207	4223	1831	332	404	2
500	125819	13495	12138	5881	1162	1444	
1000	331484	57240	50083	27383	6132	7675	
Cte	-21354.55	-6961.03	-5879.01	-5454.65	-1279.91	-1629.15	0.93
Coef x	339.72	59.05	51.6	30.93	6.94	8.71	0
R ²	0.99	0.93	0.94	0.94	0.93	0.93	1

	NAFT	124 T BENC	135 T BENC	2 M NAFT	1 M NAFT	BIFENIL	26 DIM NAFT
Sedimentos	0.007	0.007	0.007	0.007	0.006	0.008	0.008
Organismos	0.015	0.015	0.015	0.015	0.012	0.017	0.016
	23 DIM NAFT	15 DIM NAFT	ACENAFTI	ACENAFT	FLUOR	FENAN	ANTRAC
Sedimentos	0.009	0.007	0.029	0.007	0.01	0.002	0.011
Organismos	0.018	0.014	0.058	0.014	0.019	0.004	0.023
	2 M FENAN	1 M FENAN	FLUORAN	PIRENO	B (A)ANTR	CRISENO	B (A)PIR
Sedimentos	0.012	0.012	0.015	0.016	0.103	0.005	0.026
Organismos	0.024	0.024	0.03	0.032	0.206	0.011	0.051
	B (E)PIR	PERIL	DIB(AH)ANTR				
Sedimentos	0.025	0.025	0.024				
Organismos	0.05	0.05	0.049				

ANEXO 7. LÍMITES DE DETECCIÓN DE LOS ANALITOS.

ANEXO 8. VALORES PROMEDIO DE LOS BLANCO DE LAS MUESTRAS ANALIZADAS.

	Naftaleno	1,2,4 trietilbenzeno	1,3,5 trietilbenzeno	1metil naftaleno	2 metil naftaleno	Bifenil
	μg/g	μg/g	µg/g	µg/g	μg/g	μg/g
PROMEDIO BCOS	0.044	0.015	ND	0.04	ND	0.029
PROMEDIO MUESTRAS	0.423	0.091	0.032	0.353	0.227	0.296
	2,6 dimetilnaft	2,3 y 1,5 dimetilnaft	Acenafteno	Acenaftileno	Fluoreno	Fenantreno
	μg/g	μg/g	μg/g	µg/g	µg/g	μg/g
PROMEDIO BCOS	0.045	0.019	0.023	0.02	0.034	0.096
PROMEDIO MUESTRAS	0.184	0.197	0.199	0.297	0.797	0.526
	Antraceno	1 y 2 metil fenant	Fluoranteno	Pireno	Criseno	Benzo (a) antraceno
	μg/g	μg/g	μg/g	µg/g	μg/g	μg/g
PROMEDIO BCOS	0.101	0.052	0.07	0.063	0.11	0.1
PROMEDIO MUESTRAS	0.64	0.607	0.329	0.477	0.292	2.434
	Benzo (a) pir	Benzo (e) pir	Perileno	Dibenzo(ah)antra		
	μg/g	μg/g	μg/g	µg/g		
PROMEDIO BCOS	ND	ND	ND	ND		
PROMEDIO MUESTRAS	ND	3.754	2.221	1.804		

ANEXO 9. PORCENTAJES DE RECUPERACIÓN EN BLANCOS ENRIQUECIDOS.

	NAFT	124 T BENC	135 T BENC	2 M NAFT	1 M NAFT	BIFENIL	26 DIM NAFT	23 DIM NAFT
Blanco								
enriquecido	114.4	107	105.6	124.6	118	82	84.5	80
	15 DIM NAFT	ACENAFTI	ACENAFT	FLUOR	FENAN	ANTRA	2 M FENAN	1 M FENAN
Blanco								
enriquecido	80.8	43.7	110.3	96.6	68.1	58.2	89.7	86.2
	FLUORAN	PIRENO	B (A)ANTRA	CRISENO				
Blanco								
enriquecido	104.3	93.4	113	126.6				

ANEXO 10. EXPRESIÓN DE LOS GENES CYP1A, VTG, CAT Y GST EN LENGUADOS SCYACIUM GUNTERI.

No estación	Clave	Organismo	Longitud	CYP1A	VTG	САТ	GST	
No.		Lenguado	(cm)	(Unidades de densitometria)				
		A2L1	26.0	97284	86544	106074	108323	
2	A2	A2L2	33.0	108450	90852	83594	83531	
		A2L3	29.0	82425	102054	142987	144428	
		A3L1	22.7	97746	92982	150579	151733	
3	A3	A3L2	29.0	101005	93801	119819	121687	
		A3L3	17.5	80237	91595	140503	143270	
		A4L1	21.1	96993	102324	150240	149898	
4	A4	A4L2	17.3	140797	110411	156565	158034	
		A4L3	18.6	97530	107180	158857	159215	
		A5L1	17.9	105819	105198	144822	158613	
5	A5	A5L2	16.9	120477	108650	160788	161345	
		A5L3	15.6	88700	102972	160534	160403	
	В6	B6L1	26.0	96862	100406	144033	157935	
6		B6L2	27.5	90377	98057	151796	157703	
		B6L3	21.5	76263	89952	140386	138961	
		B7L1	25.5	84079	107222	117159	116666	
7	Β7	B7L2	25.0	100267	100943	118274	117033	
		B7L3	24.5	80300	103806	137074	134500	
		B8L1	15.0	121344	114710	124735	123846	
8	B8	B8L2	13.0	97107	110351	95492	94756	
		B8L3	14.8	87994	111858	98740	100360	
		B9L1	15.0	84399	107205	130119	123821	
9	B9	B9L2	15.0	87262	111186	148752	146245	
		B9L3	14.0	94473	126547	148899	150945	
		B10L1	16.5	92476	128028	135987	134994	
10	B10	B10L2	18.5	102055	107269	148131	146022	
		B10L3	16.0	96094	98251	142642	142768	
		071L1	22.0	85585	102412	134336	134048	
71	071	071L2	23.0	82208	91246	142432	141622	
		071L3	25.0	84025	95787	133876	132172	
		072L1	23.5	99490	96100	128112	129207	
72	072	072L2	27.3	96983	99440	147370	146878	
		072L3	25.0	78513	100904	148940	148728	

No estación	Clave	Organismo	Longitud	CYP1A	VTG	САТ	GST
No.		Lenguado	(cm)	(Unidades de o	densitometria	a)
		073L1	24.5	89501	92964	128382	148728
73	073	073L2	24.0	74130	93044	105557	141036
		073L3	23.5	101011	139992	147977	147617
	074	074L1	23.0	89685	101859	150485	150446
74		074L2	24.0	112365	102970	137333	133994
		074L3	22.0	121913	108887	147521	146021
	075	075L1	23.0	107676	92067	149888	144910
75		075L2	22.0	82281	90106	148737	148530
		075L3	22.0	78478	88245	140246	139202
		P77L1	23.3	99943	99371	149117	147791
77	P77	P77L2	27.5	94806	98284	135145	131536
		P77L3	24.0	102054	98747	142468	142129