

RAPHAEL DE LUCCA MARCELLO JARCOVIS

Avaliação de poluentes orgânicos persistentes em tecido hepático de *Chelonia mydas* enalhadas no litoral do Rio de Janeiro e Espírito Santo e sua correlação com isótopos estáveis de C e N

Dissertação apresentada ao Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Ciências, Programa de Oceanografia, área de Oceanografia Química.

Orientador: Prof. Dr. Rafael André Lourenço

São Paulo
2021

Universidade de São Paulo
Instituto Oceanográfico

Avaliação de poluentes orgânicos persistentes em tecido hepático de *Chelonia mydas* enalhadas no litoral do Rio de Janeiro e Espírito Santo e sua correlação com isótopos estáveis de C e N

Raphael De Lucca Marcello Jarcovis

Dissertação apresentada ao Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Ciências, Programa de Oceanografia, área de Oceanografia Química.

Julgada em: ____/____/____.

Prof (a). Dr (a).

Conceito

Prof (a). Dr (a).

Conceito

Prof (a). Dr (a).

Conceito

Aos meus pais, por sempre me incentivarem a seguir em frente.

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar, aos meus pais, Aurea e Luiz, e aos meus tios, Solange e Vlamir, por terem me incentivado a seguir meus sonhos e por sempre me apoiarem em todos os momentos da minha vida. Amo vocês e serei eternamente grato.

Ao meu orientador Rafael André Lourenço por possibilitar a execução desse trabalho e contribuir com a minha formação, além de estar sempre disponível, mesmo à distância. À Satie Taniguchi, por todo carinho e paciência. Não tenho palavras para agradecer por tudo que me ensinou desde que entrei no laboratório, por todas as vezes que tirou minhas dúvidas sempre com a maior tranquilidade. Com certeza não teria conseguido sem você. À Dani, à Lígia, ao Lucas, ao Derley e ao Cristian pelas conversas, pela companhia no laboratório e por me auxiliarem sempre que precisei. À Lu e à Josi, pela troca de experiências, pelos ensinamentos e por compartilharem da mesma paixão pelas tartarugas marinhas. Ao Lourival pelas histórias e por sempre me ajudar no laboratório. À professora Márcia Bicego pelo carinho e pelas discussões que também contribuíram para enriquecer esse trabalho. À professora Rosalinda Montone, que foi com quem eu primeiro entrei em contato e que me abriu as portas para fazer parte do laboratório. E todas as outras pessoas do LabQom, que sempre me receberam de braços abertos desde o começo: Basílio, Felipe, Mari Bee, Júlio, Nathalia, Caio, Rafael Patrick, Júlia... Enfim, todos que passaram pelo laboratório e que de alguma forma acrescentaram algo na minha vida e na minha formação. Saudades das confraternizações no lab!

À minha família, principalmente minhas primas Simone e Júlia (obrigado pelas caronas até o Butantã, pelas conversas e por todo o apoio) e Sandra (obrigado pelo apoio e pela orientação vocacional na época da escola) e ao meu priminho Vinícius Yuji (estou com saudades). Aos meus padrinhos, Sérgio e Nice que também sempre me apoiaram. A todos os meus amigos e principalmente às minhas amigas Caroline, Aline e Ana Clara por estarem sempre disponíveis para ouvir minhas angústias nos momentos de desespero e por me ajudarem a continuar. Ao teatro e às pessoas que eu conheci através dele, tantas pessoas queridas que não caberia citar todas aqui, mas que serviram como um respiro de alívio mesmo à distância. Mal posso esperar para estarmos juntos novamente.

À Petrobras e à CTA-Meio Ambiente pelo fornecimento das amostras utilizadas na pesquisa. À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo fornecimento do cromatógrafo a gás com triplo quadrupolo (GC/MS/MS) (processo 2016/18348-1) que possibilitou a análise das amostras.

Por fim, a todos os professores que passaram pela minha vida, que contribuíram para minha formação como pessoa e como profissional e que foram essenciais para que eu chegasse até aqui.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

“Ah! sobrevive o mar no meu ouvido...
‘Marinheiro! Marinheiro!’
(Ilhas... Pássaros... Portos — nesse ruído.
— O mar!... O mar!... O mar inteiro)”
(Cecília Meirelles)

RESUMO

Dentre os vários poluentes que podem ser liberados no ambiente, encontram-se os poluentes orgânicos persistentes (POPs), como os pesticidas organoclorados (POCs), os bifenilos policlorados (PCBs) e os éteres difenílicos polibromados (PBDEs). Estes compostos são conhecidos por possuírem elevada lipossolubilidade, o que favorece seu acúmulo nos tecidos de diversos organismos; alta capacidade de biomagnificação, aumentando suas concentrações ao longo da cadeia alimentar; e capacidade de serem transportados a longas distâncias. As tartarugas marinhas são um dos animais que podem ser expostos a esses poluentes. A tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) possui distribuição circunglobal, ocorrendo em águas tropicais e subtropicais, sendo a espécie mais costeira entre as tartarugas marinhas. É uma espécie classificada como “vulnerável” à extinção. O presente estudo avaliou a ocorrência de poluentes orgânicos persistentes (POPs) em 49 amostras de tecido hepático de juvenis de *Chelonia mydas* coletadas no litoral do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES), correlacionando com a razão de isótopos estáveis de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) e nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$), e fatores ecológicos. Nas duas regiões, os principais POPs encontrados foram o γ -HCH e os PCBs. As concentrações, em ng g^{-1} de massa úmida, variaram entre <0,4 e 6,54 (RJ) e <0,4 e 7,68 (ES) para o γ -HCH e entre 2,15 e 102,75 (RJ) e 2,58 e 83,52 (ES) para os PCBs totais. Não foram observadas diferenças significativas entre as duas regiões, o que pode significar que a principal forma de poluição ocorre pelo transporte a longa distância desses poluentes via atmosfera e posterior precipitação. No geral, as concentrações encontradas foram baixas, o que pode ser devido à dieta mais herbívora de juvenis de *Chelonia mydas*. Não foram observadas correlações significativas entre as concentrações de poluentes e as razões isotópicas com o tamanho e o peso das tartarugas, o que pode estar relacionado ao fato dos indivíduos estudados serem juvenis e ocuparem posições tróficas semelhantes apesar das variações individuais encontradas. Apesar das baixas concentrações, a presença de POPs, principalmente PCBs, no fígado das tartarugas marinhas indicam sua exposição a esses compostos. Mais estudos são necessários para entender a exposição a que esses animais estão sujeitos e os possíveis efeitos ao longo do tempo.

Palavras-chave: Pesticidas organoclorados; bifenilos policlorados; tartaruga marinha; tartaruga-verde; fígado; isótopos estáveis

ABSTRACT

Among the various pollutants that can be released into the environment, there are persistent organic pollutants (POPs), such as organochlorine pesticides (POCs), polychlorinated biphenyls (PCBs) and polybrominated diphenyl ethers (PBDEs). These compounds are known to have high liposolubility, which favors their accumulation in the tissues of several organisms; high biomagnification capacity, increasing its concentrations along the food chain; and ability to be transported over long distances. Sea turtles are one of the animals that can be exposed to these pollutants. The green turtle (*Chelonia mydas*) has a circunglobal distribution, occurring in tropical and subtropical waters, being the most coastal species among sea turtles. It is a species classified as "vulnerable" to extinction. The present study evaluated the occurrence of persistent organic pollutants (POPs) in 49 liver tissue samples from juveniles of *Chelonia mydas* collected in the coast of Rio de Janeiro (RJ) and Espírito Santo (ES), correlating with the ratio of stable carbon isotopes ($\delta^{13}\text{C}$) and nitrogen ($\delta^{15}\text{N}$), and ecological factors. In both regions, the main POPs found were γ -HCH and PCBs. The concentrations, in ng g^{-1} wet mass, varied between <0.4 and 6.54 (RJ) and <0.4 and 7.68 (ES) for γ -HCH and between 2.15 and 102.75 (RJ) and 2.58 and 83.52 (ES) for total PCBs. No significant differences were observed between the two regions, which may mean that the main form of pollution occurs through the long-distance transport of these pollutants via the atmosphere and subsequent precipitation. Overall, the concentrations found were low, which may be due to the more herbivorous diet of juveniles of *Chelonia mydas*. There were no significant correlations between pollutant concentrations and isotopic ratios with the size and weight of the turtles, which may be related to the fact that the studied individuals are juveniles and occupy similar trophic positions despite the individual variations found. Despite the low concentrations, the presence of POPs, mainly PCBs, in the sea turtles' liver indicates their exposure to these compounds. Further studies are needed to understand the exposure to which these animals are subject and the possible effects over time.

Keyword: Organochlorine pesticides; polychlorinated biphenyls; sea turtle; green turtle; liver; stable isotopes

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Estrutura geral da molécula de PCB, onde x e y correspondem ao número de átomos de cloro (Cl) e $x+y \leq 10$. Fonte: ATSDR, 2000.....	18
Figura 2 - Estrutura geral da molécula de PBDE, onde x e y correspondem ao número de átomos de bromo (Br) e $x+y \leq 10$. Fonte: PIERONI <i>et al.</i> , 2017.....	19
Figura 3 - Estrutura química dos isômeros de DDT e seus derivados, sendo (a) p,p'-DDT, (b) o,p'-DDT, (c) p,p'-DDE, (d) o,p'-DDE, (e) p,p'-DDD, (f) o,p'-DDD. Adaptado de RAMÍREZ-ELÍAS <i>et al.</i> , 2016.....	21
Figura 4 - Estrutura química de alguns isômeros de hexaclorociclohexano (HCH), sendo (a) α -HCH, (b) β -HCH, (c) δ -HCH, (d) γ -HCH. Adaptado de YOGUI, 2002.....	22
Figura 5 - Estrutura química do hexaclorobenzeno (HCB). Fonte: ATSDR, 2015.....	23
Figura 6 - Estrutura química do aldrin, dieldrin e endrin. Adaptado de BACZYNSKI <i>et al.</i> , 2003.....	24
Figura 7 - Formas (a) <i>cis</i> e (b) <i>trans</i> do clordano. Adaptado de ATSDR, 1994.....	24
Figura 8 - Estrutura química do (a) heptacloro e (b) heptacloro epóxido. Adaptado de PANDOLFO, 2012.....	25
Figura 9 - Estrutura química do mirex. Fonte: ATSDR, 1995.....	25
Figura 10 - Estrutura química do endossulfan. Fonte: ATSDR, 2015b.....	26
Figura 11 - Estrutura química do metoxicloro. Fonte: ATSDR, 2002.....	26
Figura 12 - Identificação de <i>Chelonia mydas</i> . A) Identificação dos quatro pares de escudos laterais (indicados de 1-4). B) Identificação das escamas pré-frontais e escamas pós-orbitais. Adaptado de PRITCHARD & MORTIMER, 2000.....	30
Figura 13 - Ciclo de vida das tartarugas marinhas. Fonte: Estadão.....	31
Figura 14 - Mapa com a classificação das áreas de ocorrência de tartarugas marinhas no Brasil. Fonte: SFORZA <i>et al.</i> , 2017.....	36
Figura 15 - A) Mapa do Brasil evidenciando os estados do Rio de Janeiro e Espírito Santo da região Sudeste. B) Mapa da região abrangida pelas bacias de Campos e Espírito Santo no Sudeste do Brasil. Fonte: RICCOMINI <i>et al.</i> , 2012.....	40
Figura 16 - Concentrações, em ng g^{-1} de massa úmida, de γ -HCH nos estados do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) representadas em <i>boxplot</i>	54
Figura 17 - Concentrações, em ng g^{-1} de massa úmida, de PCBs nos estados do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) representadas em <i>boxplot</i>	56
Figura 18 - Frequência relativa, em %, dos congêneres de PCBs quanto ao grau de cloração, no Rio de Janeiro e no Espírito Santo.....	58

Figura 19 - Frequência relativa, em %, de cada congêneres de PCBs nas amostras do Rio de Janeiro e Espírito Santo com relação à concentração total de PCBs.....	59
Figura 20 - Frequência relativa, em %, de cada congêneres de PCBs nas amostras do Rio de Janeiro e Espírito Santo com relação ao número de amostras em que cada congêneres foi detectado.....	60
Figura 21 - Razões isotópicas de $\delta^{13}\text{C}$, em ‰, nos estados do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) representadas em <i>boxplot</i>	63
Figura 22 - Razões isotópicas de $\delta^{15}\text{N}$, em ‰, nos estados do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) representadas em <i>boxplot</i>	64
Figura 23 - Razões isotópicas de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) e nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$) no fígado de <i>Chelonia mydas</i> nos estados de Rio de Janeiro (RJ), representados em azul, e Espírito Santo (ES), em amarelo.....	65
Figura 24 - Representação da Análise de Componentes Principais (PCA) evidenciando as possíveis correlações entre as variáveis: concentração de poluentes ([γ -HCH] e [Σ PCBs]); dados biométricos (CCC e massa de cada indivíduo amostrado no momento da necropsia); e razões isotópicas de ($\delta^{13}\text{C}$ e $\delta^{15}\text{N}$).....	71

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Percentual de recuperação (%) de pesticidas organoclorados no branco e matriz fortificados, do controle de qualidade do método.....	46
Tabela 2 - Percentual de recuperação (%) de PCBs no branco e matriz fortificados, do controle de qualidade do método.....	47
Tabela 3 - Percentual de recuperação (%) de PBDEs no branco e matriz fortificados, do controle de qualidade do método.....	47
Tabela 4 - Valores obtidos para pesticidas organoclorados no material de referência certificado (SRM 1958) em acordo com as faixas de valores certificados \pm desvio padrão, com limite de erro de 35%.....	49
Tabela 5 - Valores obtidos para PBDEs no material de referência certificado (SRM 1958) em acordo com as faixas de valores certificados \pm desvio padrão, com limite de erro de 35%.	49
Tabela 6 - Valores obtidos para PCBs no material de referência certificado (SRM 1958) em acordo com as faixas de valores certificados \pm desvio padrão, com limite de erro de 35%.	50
Tabela 7 - Percentual de recuperação do surrogate (%) nos brancos, amostras e material de referência certificado que constituem o controle de qualidade do método.....	51

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	14
1.1. Poluentes orgânicos persistentes (POPs).....	16
1.1.1. Bifenilos policlorados (PCBs).....	17
1.1.2. Éteres difenílicos polibromados (PBDEs).....	19
1.1.3. Pesticidas organoclorados (POCs).....	20
1.2. Histórico da Legislação de POPs no Brasil.....	26
1.3. Tartarugas marinhas.....	28
1.3.1. Classificação e características gerais.....	28
1.3.2. Biologia e Ecologia de <i>Chelonia mydas</i>	29
1.3.3. Ameaças e conservação.....	34
1.4. Isótopos estáveis.....	37
2. OBJETIVOS	39
3. MATERIAL E MÉTODOS	39
3.1. Área de estudo.....	39
3.2. Amostras.....	40
3.3. Limpeza e preparação de materiais e reagentes usados.....	40
3.4. Preparação das soluções-padrão.....	41
3.5. Curva analítica.....	42
3.6. Preparação das amostras para análise de organoclorados em tecidos.....	42
3.7. Extração.....	42
3.8. Purificação do extrato.....	43
3.9. Análise e identificação dos compostos por cromatografia em fase gasosa.....	43
3.10. Estimativa da quantidade de lipídios extraíveis.....	44
3.11. Estimativa de massa seca.....	44

3.12. Controle de qualidade.....	45
3.13. Recuperação do surrogate.....	51
3.14. Limite de quantificação do método.....	51
3.15. Análise de isótopos estáveis.....	51
3.16. Análise dos dados.....	52
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	53
4.1. Poluentes orgânicos persistentes (POPs).....	53
4.1.1. Pesticidas organoclorados (POCs) e éteres difenílicos polibromados (PBDEs).....	53
4.1.2. Bifenilos policlorados (PCBs).....	55
4.2. Isótopos estáveis.....	62
4.3. Correlação entre as variáveis.....	70
5. CONCLUSÃO.....	73
6. REFERÊNCIAS.....	74
7. ANEXOS.....	93

1. INTRODUÇÃO

A poluição marinha pode ser definida como a introdução pelo ser humano de substâncias, energia térmica ou até mesmo som que, direta ou indiretamente, diminuem a qualidade do ambiente marinho, podendo prejudicar todo tipo de vida que nele habita e oferecer riscos à saúde humana (CASTRO & HUBER, 2012). Ao longo do tempo, o papel do ser humano na poluição destes ambientes vem aumentando e afetando todas as partes do oceano, desde praias até as profundezas.

Os poluentes podem ser liberados localmente ou transportados para o ambiente marinho através do solo, dos rios e da atmosfera. A principal fonte de transporte do ambiente terrestre para o mar ocorre através do processo de escoamento superficial que atinge os rios, carreando diversos tipos de substâncias do solo e que ao desaguardarem nos oceanos acabam por contaminar o ambiente marinho (POTTERS, 2013). Essas substâncias são provenientes principalmente de rejeitos urbanos, agrícolas e industriais.

Existem diversos tipos de poluentes que podem ser classificados de diferentes formas, levando-se em consideração sua constituição físico-química, seu estado físico, seu tipo de fonte e sua persistência. Dentre esses compostos encontram-se os poluentes orgânicos persistentes (POPs), que são importantes de serem estudados devido às suas características e ao grande impacto ambiental que podem causar.

A importância de uma legislação específica com relação aos POPs se dá pela capacidade que esses compostos têm de permanecer por um longo tempo no ambiente, além de serem transportados a longas distâncias e de poderem se acumular nos tecidos de vários organismos. Entre eles, espécies de tartarugas marinhas, como a *Chelonia mydas*, objeto de estudo do presente trabalho.

Em 2010, foi realizado um comitê constituído por 35 pesquisadores que listaram os poluentes como uma das prioridades globais para futuras pesquisas com tartarugas marinhas (HAMANN *et al.*, 2010), com a finalidade de definir melhores estratégias de conservação e manejo das espécies ameaçadas (FINLAYSON *et al.*, 2016).

Espécies como *Chelonia mydas* demonstram uma alta fidelidade às áreas de alimentação, por isso tartarugas que habitam regiões costeiras mais urbanizadas, com maior incidência e acúmulo de contaminantes, acabam sendo mais expostas a esses compostos (BAPTISTOTE, 2007; KELLER, 2013; FINLAYSON *et al.*, 2016), servindo como bioindicadoras desses habitats. A exposição aos poluentes orgânicos pode acontecer através

da pele, pela casca dos ovos, inalação, transferência materna e alimentos contaminados (DE SOLLA, 2010).

Devido à sua longevidade, as tartarugas podem ter aspectos comportamentais e morfológicos alterados mesmo que expostas a baixas concentrações dessas substâncias, tornando-as mais suscetíveis à predação e reduzindo sua sobrevivência e reprodução (DA SILVA, 2009). O estudo da exposição de tartarugas marinhas aos POPs ainda é relativamente recente comparado a outras áreas de estudo. A primeira publicação sobre o assunto aconteceu com AGUIRRE *et al.* (1994) e a partir daí, o número de publicações ao redor do mundo tem crescido consideravelmente ao longo dos anos devido à relevância do tema (KELLER, 2013; FINLAYSON *et al.*, 2016).

Entre as publicações sobre o tema, sabe-se que o tecido escolhido para análise pode interferir nas concentrações encontradas. Tecidos com maior quantidade de lipídios possuem a tendência de terem maiores concentrações: gordura ou tecido adiposo, com 30-80% de lipídios e o fígado, com 5-15% de lipídios, geralmente possuem concentrações maiores de POPs que outros tecidos (KELLER, 2013), sendo preferenciais para análises de poluentes. O sangue possui uma quantidade baixa de lipídeos (<1%) e por isso possui menor concentração de POPs. Porém, alguns estudos mostraram que as concentrações de POPs no sangue podem ter uma correlação significativa com as concentrações em gorduras e outros tecidos (KELLER *et al.*, 2004; VAN DE MERWE *et al.*, 2010a).

Alguns estudos demonstraram que POPs podem afetar o sucesso reprodutivo, interferindo na sobrevivência dos filhotes (VAN DE MERWE *et al.*, 2010b; DE ANDRÉS *et al.*, 2016); inibir a ligação de hormônios sexuais no plasma sanguíneo, o que pode interferir no processo de diferenciação sexual (KELLER & MCCLELLAN-GREEN, 2004); e causar a depressão do sistema imune (FINLAYSON *et al.*, 2016). Além disso, também podem estar associados à suscetibilidade a doenças como a fibropapilomatose, embora ainda não haja uma evidência clara dessa relação (AGUIRRE *et al.*, 1994; KELLER *et al.*, 2014; ROSSI, 2014). Por mais que estudos nessa área venham crescendo nos últimos anos, ainda permanecem muitas questões sobre os efeitos toxicológicos desses contaminantes em animais marinhos (FINLAYSON *et al.*, 2016; BARRAZA *et al.*, 2020).

No Brasil, ainda existem poucos estudos, podendo ser citados apenas: BALDASSIN *et al.* (2002) que analisaram compostos organoclorados em ovos de *Caretta caretta*; estudos que verificaram a ocorrência de pesticidas organoclorados e PCBs em diferentes tecidos de *Chelonia mydas* (DA SILVA, 2009; DA SILVA *et al.*, 2016); que estudaram a ocorrência de PCBs e pesticidas organoclorados em *Chelonia mydas* com e sem fibropapilomatose (ROSSI,

2014; SÁNCHEZ-SARMIENTO, 2013; SÁNCHEZ-SARMIENTO *et al.*, 2017); e, mais recentemente, FILIPPOS *et al.* (2021) analisaram as concentrações de POPs no plasma sanguíneo de fêmeas adultas de *Caretta caretta*, *Chelonia mydas* e *Lepidochelys olivacea*.

Devido à escassez de pesquisas sobre o tema no Brasil, fica evidente a relevância de estudos que analisem o potencial impacto dos POPs em populações de tartarugas marinhas em todo o país.

1.1. Poluentes orgânicos persistentes (POPs)

Com o desenvolvimento industrial, diversos compostos químicos passaram a ser sintetizados pelo ser humano, visando a aumentar a qualidade de vida, as condições de saúde, a eficiência industrial, a produção de comida e conseqüentemente o crescimento econômico (KELLER, 2013). Entretanto, vários deles acabaram sendo prejudiciais devido à sua toxicidade, levando a sérias conseqüências como a degradação ambiental e o prejuízo à saúde de diversos animais, incluindo o ser humano.

Dentre esses compostos, encontram-se os poluentes orgânicos persistentes (POPs) que são assim chamados devido à sua alta persistência e estabilidade, pois conseguem resistir à degradação química, fotolítica e biológica, o que possibilita que seus efeitos perdurem por muito tempo. Dentre suas diversas propriedades, podem ser destacadas: alta capacidade de bioacumulação, em virtude da elevada lipossolubilidade, favorecendo seu acúmulo nos tecidos de diversos organismos; alta capacidade de biomagnificação, em função do aumento de sua concentração ao longo da cadeia alimentar; e capacidade de transporte a longas distâncias por causa da sua estabilidade no ambiente (ALHARBI *et al.*, 2018). Por serem capazes de ser transportados por longas distâncias, são encontrados no mundo todo, incluindo em regiões distantes daquelas onde foram liberados, como nas zonas polares (ARBELI, 2008). Os POPs começaram a ser utilizados em larga escala, após a Segunda Guerra Mundial, como pesticidas para o controle de pragas na agricultura e no controle de vetores de doenças como a malária (MÖRNER, 2002).

Segundo KELLER (2013), dois eventos históricos contribuíram para aumentar a preocupação quanto aos efeitos dos POPs, o que conseqüentemente levou a uma legislação ambiental proibindo ou restringindo o uso dessas substâncias. O primeiro evento foi a publicação do livro *Silent Spring* (CARSON, 1962) em que a autora descreveu os efeitos danosos desses poluentes nas aves, por causa da elevada toxicidade de alguns desses compostos utilizados como inseticidas. Isso levou os Estados Unidos e outros países a banir

alguns POPs entre os anos de 1970 e 1980. O segundo evento aconteceu em 2001, quando foi assinado um tratado internacional conhecido como Convenção de Estocolmo sobre Poluentes Orgânicos Persistentes na tentativa de controlar, originalmente, a produção de 12 classes de compostos. Em 2004, o tratado entrou em vigor após a ratificação de 50 países, onde cada país adotaria medidas de controle relacionadas à produção, importação, exportação, uso e destino final dessas substâncias (SILVA, 2019).

No Brasil, as determinações da Convenção de Estocolmo foram aprovadas pelo Congresso Nacional por meio do Decreto Legislativo nº 204 de 7 de maio de 2004 (BRASIL, 2004) e promulgadas por meio do Decreto nº 5.472 de 20 de junho de 2005 (BRASIL, 2005), assumindo-se os compromissos da Convenção, que incluíam: a adoção de medidas de redução e eliminação do uso, produção, importação, exportação e da liberação não intencional de POPs; dar uma destinação ambientalmente adequada aos seus estoques e resíduos; a elaboração de inventários, relatórios de monitoramento e envio de informações específicas sobre as atividades desenvolvidas (MMA, 2015a; 2015b).

Em 2009, foram adicionadas mais nove classes de compostos no anexo da Convenção de Estocolmo e, entre 2011 e 2017, foram incluídos mais alguns compostos. Atualmente existem mais de 30 substâncias definidas como POPs, cuja produção e uso são proibidos ou controlados (CETESB, 2018a; SILVA, 2019). Em 2015, foi apresentado um Plano Nacional para a implementação de metas definidas pela Convenção de Estocolmo no Brasil, visando a cumprir os objetivos propostos internacionalmente (MMA, 2015a).

Dentre os diversos tipos de POPs, neste estudo foram selecionados para análise os bifenilos policlorados (PCBs), os éteres difenílicos polibromados (PBDEs) e alguns pesticidas organoclorados, compostos que desde o começo de sua fabricação contribuem com o aumento da poluição ambiental.

1.1.1. Bifenilos policlorados (PCBs)

Os PCBs constituem uma classe de compostos que possuem uma estrutura bifenil caracterizada pela presença de dois anéis benzênicos unidos por uma ligação simples no átomo de carbono (C), podendo conter de 1 a 10 átomos de cloro (Cl) (Fig. 1) (PENTEADO & VAZ, 2001). São fabricados comercialmente pela cloração progressiva do bifenil na presença de um catalisador (MOHR & COSTABEBER, 2012).

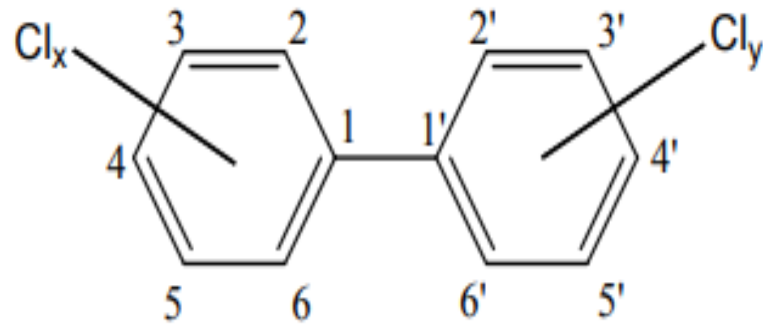


Figura 1. Estrutura geral da molécula de PCB, onde x e y correspondem ao número de átomos de cloro (Cl) e $x+y \leq 10$. Fonte: ATSDR, 2000.

Em razão das várias combinações viáveis no número de substituições de hidrogênios por cloro e suas diferentes posições na molécula de bifenil, são possíveis 209 estruturas diferentes de PCBs denominadas de congêneres e as que apresentam o mesmo número de átomos de cloros, mas em diferentes posições, são chamadas de isômeros (ERICKSON & KALEY II, 2011).

Sua estrutura possui considerável resistência a ácidos, bases, altas temperaturas e corrente elétrica, além de serem não inflamáveis (OMAYE, 2004). Possuem, portanto, uma elevada estabilidade térmica e alta constante dielétrica (PENTEADO & VAZ, 2001). Devido a essas propriedades, foram usados principalmente em equipamentos elétricos como transformadores, capacitores, trocadores de calor, sistemas hidráulicos, lubrificantes e na fabricação de tintas e plásticos (ARBELI, 2008). Além disso, são pouco solúveis em água, mas facilmente solúveis em lipídios, sendo absorvidos por tecidos gordurosos.

Estima-se que a produção mundial de PCBs acumulada foi de aproximadamente 1.200.000 toneladas, dessas 60% foram utilizadas em transformadores e capacitores, 15% como fluídos de transferência de calor e 25% como aditivos na formulação de plastificantes, adesivos, tintas e pesticidas; e estima-se que cerca de 40%, o que equivale a 300.000 toneladas, foi liberado no ambiente desde 1920 (PENTEADO & VAZ, 2001). No Brasil não há registros de produção de PCBs, todos os produtos contendo esses compostos foram importados principalmente dos Estados Unidos e da Alemanha (POLICARPO, 2008).

A contaminação ambiental por PCBs pode ocorrer devido a acidentes no manuseio de produtos contendo esses poluentes; vaporização de componentes contaminados; vazamentos

em transformadores, capacitores, trocadores de calor e fluídos hidráulicos; armazenamento irregular de resíduo contendo PCBs (PENTEADO & VAZ, 2001); descarte inadequado de equipamentos elétricos antigos, contaminando o solo e as águas; e durante a incineração de lixo industrial, pois os incineradores comuns acabam não sendo efetivos na total destruição dos PCBs que são inflamáveis apenas a elevadas temperaturas e sua combustão pode originar produtos mais perigosos do que os compostos originais (MOHR & COSTABEBER, 2012).

1.1.2. Éteres difenílicos polibromados (PBDEs)

Os PBDEs fazem parte do grupo de retardantes de chama bromados e são utilizados em diversos produtos, como computadores, equipamentos eletrônicos diversos, carpetes, estofados, automóveis, aviões, tecidos, papéis, entre outros, a fim de reduzir e evitar a propagação do fogo em caso de incêndio, pois conseguem suprimir os radicais livres que são responsáveis pela propagação da chama e são produzidos durante a reação de combustão (DE WIT, 2002; HARA, 2014, PIERONI *et al.*, 2017). São formados por dois anéis benzênicos ligados entre si por uma ligação éter (–O–) em que os átomos de hidrogênio podem ser substituídos por átomos de bromo (Br) (Fig. 2); são produzidos através da bromação do éter difenílico na presença de um catalisador (SILVA *et al.*, 2014). Podem ter até 209 congêneres, assim como os PCBs, devido às diferentes posições possíveis do Br e seus isômeros .

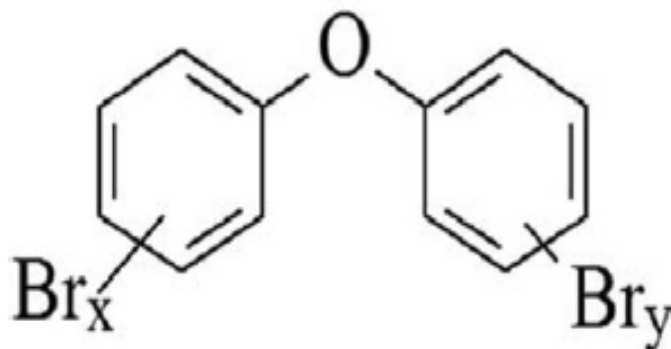


Figura 2. Estrutura geral da molécula de PBDE, onde x e y correspondem ao número de átomos de bromo (Br) e $x+y \leq 10$. Fonte: PIERONI *et al.*, 2017.

Há uma estimativa de que 600 mil toneladas de retardantes de chama sejam produzidas mundialmente a cada ano e os principais pertencem ao grupo dos PBDEs, mas apesar de sua importância, sua introdução no ambiente tem despertado a atenção de pesquisadores desde o fim da década de 1970 (HARA, 2014).

Esses compostos podem ser liberados no meio ambiente durante seu processo de fabricação, durante sua utilização e também pelo descarte inadequado em efluentes industriais e domésticos e em aterros sanitários, podendo acumular em tecidos adiposos de animais devido às suas características hidrofóbicas e lipofílicas (SILVA *et al.*, 2014).

1.1.3. Pesticidas organoclorados (POCs)

O grupo dos pesticidas organoclorados (POCs) abrange diversos compostos sintéticos, dos quais pode-se destacar: dicloro-difenil-tricloroetano (DDT), dicloro-difenil-dicloroetano (DDD), dicloro-difenil-etano (DDE) hexaclorobenzeno (HCB), hexaclorociclohexano (HCH), aldrin, dieldrin, endrin, isodrin, clordana, heptacloro, heptacloro epóxido, endossulfan, metoxicloro e mirex.

A utilização de POCs está proibida em muitos países já há alguns anos. Esses compostos eram utilizados na agricultura no controle de pragas agrícolas e também na saúde pública no combate de vetores de doenças infecciosas, mas como são de difícil degradação acabaram se tornando uma grande fonte de contaminação da água, do solo e da atmosfera (BAHIA *et al.*, 2014).

As propriedades inseticidas dos DDTs foram descobertas em 1939 pelo químico Paul H. Müller e desde a Segunda Guerra mundial foi utilizado amplamente no combate e erradicação de insetos vetores de malária e tifo (GOBBO, 2016). Posteriormente, passaram a ser usados em larga escala na agricultura a partir de 1945 e continuaram sendo usados por cerca de 25 a 30 anos devido ao seu baixo preço e elevada eficiência como pesticida (PARDI *et al.*, 1993 *apud* D'AMATO *et al.*, 2002). A estimativa é de que o tempo de meia vida desses compostos varia de dois a mais de 15 anos. Eles podem se acumular no solo e serem absorvidos por plantas levando, conseqüentemente, à contaminação de diversos animais (ATSDR, 2002a). Do DDT derivam dois compostos: DDE e DDD, por degradação ambiental ou biológica (D'AMATO *et al.*, 2002) (Fig. 3).

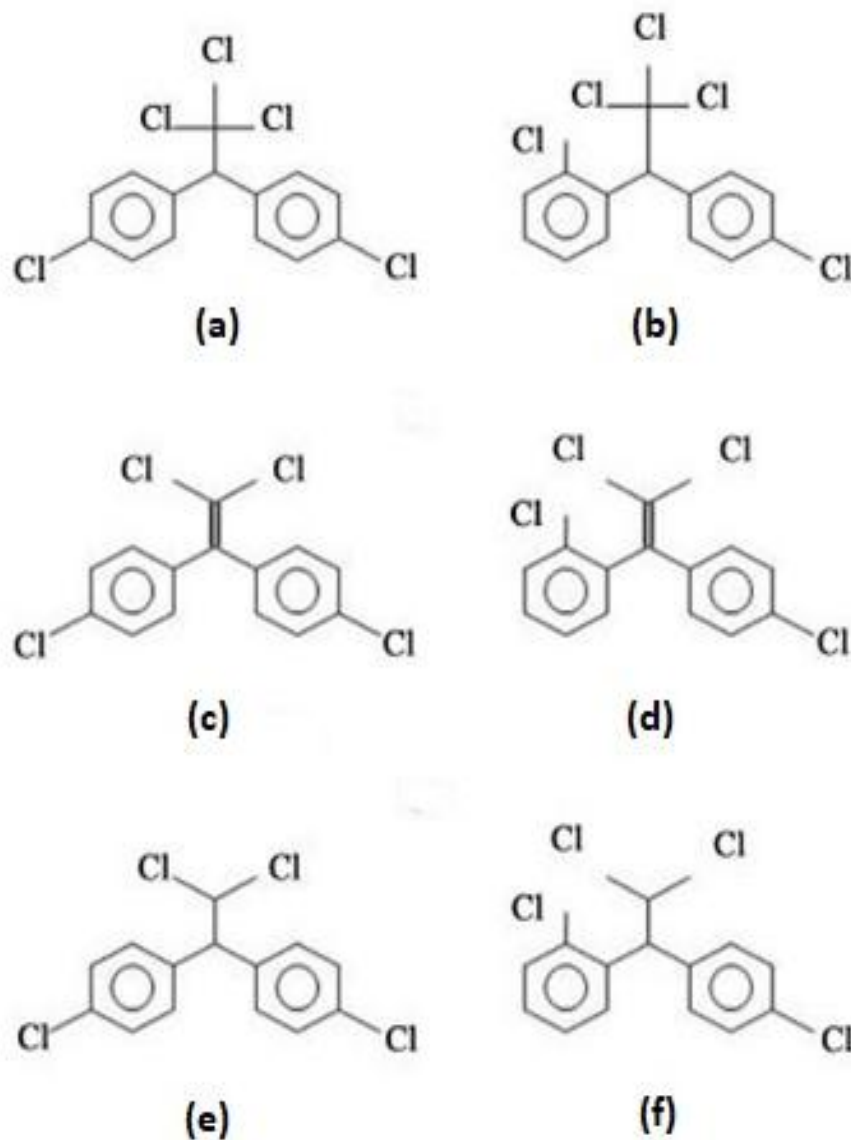


Figura 3. Estrutura química dos isômeros de DDT e seus derivados, sendo (a) p,p'-DDT, (b) o,p'-DDT, (c) p,p'-DDE, (d) o,p'-DDE, (e) p,p'-DDD, (f) o,p'-DDD. Adaptado de RAMÍREZ-ELÍAS *et al.*, 2016.

No Brasil, entre 1946 e 1948, pragas como o gafanhoto migratório, a broca-do-café e pragas do algodoeiro exigiram o uso de agrotóxicos que continham principalmente DDTs e lindano, e no final da década de 1960, a produção brasileira de agrotóxicos se resumia praticamente a esses dois organoclorados (MARCONDES, 2014).

Os HCHs (Fig. 4) foram utilizados no combate a pragas agrícolas, em medicamentos para tratar piolho e sarna, e como veneno de contato para insetos (YOGUI, 2002; DA SILVA, 2009). No Brasil, foi usado, principalmente, na cultura de café, soja, algodão e no controle da doença de Chagas (WEBER & MONTONE, 1990). O lindano, nome comercial do isômero γ -

HCH, é o único que apresenta propriedade inseticida, embora possa ser comercializado como uma mistura constituída por pelo menos cinco isômeros (α -, γ -, β -, δ -, ϵ -) (ATSDR, 2005a; SINELI, 2019). No Brasil, entre os anos de 1955 e 1982, foram produzidas 18,4 mil toneladas de lindano e 6,5 mil toneladas foram importadas (CETESB, 2018b).

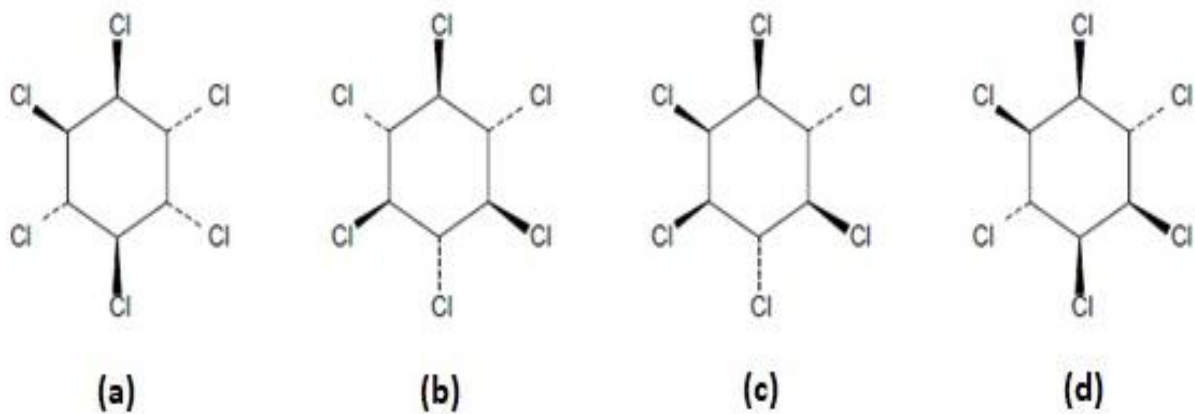


Figura 4. Estrutura química de alguns isômeros de hexaclorociclohexano (HCH), sendo (a) α -HCH, (b) β -HCH, (c) δ -HCH, (d) γ -HCH. Adaptado de YOGUI, 2002.

O HCB (Fig. 5) começou a ser fabricado na década de 1940 e foi utilizado na agricultura principalmente como fungicida em culturas de cereais (AZEVEDO & ANDRÉA, 2007). Apesar de sua produção ter cessado no final da década de 1970, ainda pode ser gerado como subproduto em muitos processos químicos, como a fabricação de solventes clorados; fabricação e aplicação de pesticidas; e incineração inadequada de lixo contendo cloro (ATSDR, 2015a; DA SILVA, 2009). Assim como os outros POPs, o HCB também pode ser extremamente prejudicial para organismos aquáticos e terrestres, além de causar intoxicação em pessoas que consomem água e alimentos contaminados ou em situações de trabalho em que são expostas a essa substância (VAMPRE *et al.*, 2010).

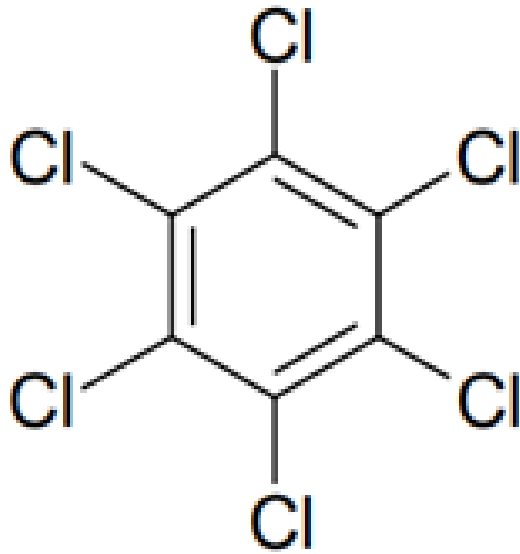


Figura 5. Estrutura química do hexaclorobenzeno (HCB). Fonte: ATSDR, 2015a.

Os “drins” são um grupo de pesticidas formado pelas misturas comerciais aldrin, dieldrin, endrin e isodrin (Fig. 6). O uso do aldrin era autorizado no setor agropecuário no controle de formigas e cupins, e no tratamento de sementes de algodão e de arroz destinadas exclusivamente ao plantio, já o endrin era utilizado na aplicação em culturas de milho, algodão e soja (CETESB, 2018b). Entre 1961 e 1982, foram importadas 17 mil toneladas de aldrin e 10,6 mil toneladas de endrin para o Brasil (ALMEIDA *et al.*, 2007). Desde o começo de 1970, alguns países como Estados Unidos e Polônia começaram a proibir o uso desses compostos (BACZYNSKI *et al.*, 2003). O aldrin pode ser metabolizado rapidamente em dieldrin em organismos e no meio ambiente (ATSDR, 2002b).

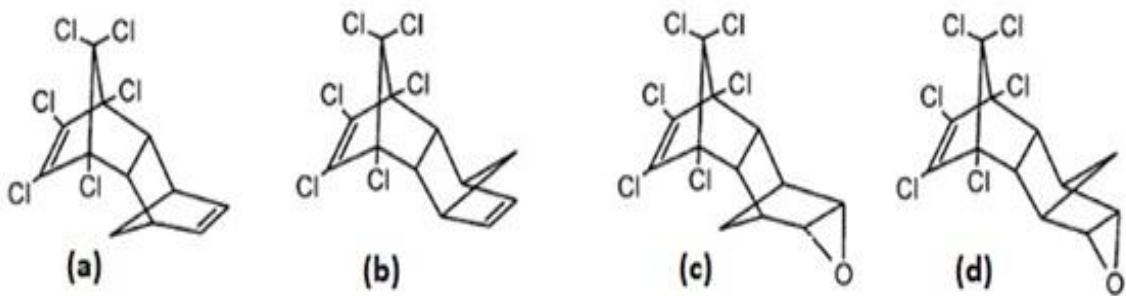


Figura 6. Estrutura química do aldrin, dieldrin e endrin. Adaptado de BACZYNSKI *et al.*, 2003.

O clordano é um pesticida que foi muito utilizado na agricultura e no controle de cupins nos Estados Unidos entre 1948 e 1988 (ATSDR, 1994; RITTER *et al.*, 1995). No Brasil, é utilizado em três produtos de preservação de madeira: Biarbinex 200 CE, Biarbinex 400 CE e Nadefour 400, juntamente com outros poluentes como o heptacloro (OLIVEIRA, 2002). Pode ser encontrado nas formas *cis* e *trans* (Fig. 7). Foi comercializado principalmente como mistura técnica, que incluía, entre outros compostos, o heptacloro e seus derivados em sua composição (ATSDR, 2018). O heptacloro (Fig. 8) também foi muito utilizado no controle de pragas do solo e de sementes, bem como no controle de formigas, larvas de moscas, cupins e outros insetos domésticos durante os anos de 1960 e 1970 (PANDOLFO, 2012; JORGE, 2014), podendo ser rapidamente transformado em heptacloro epóxido pela ação de bactérias e animais (ATSDR, 2005b).

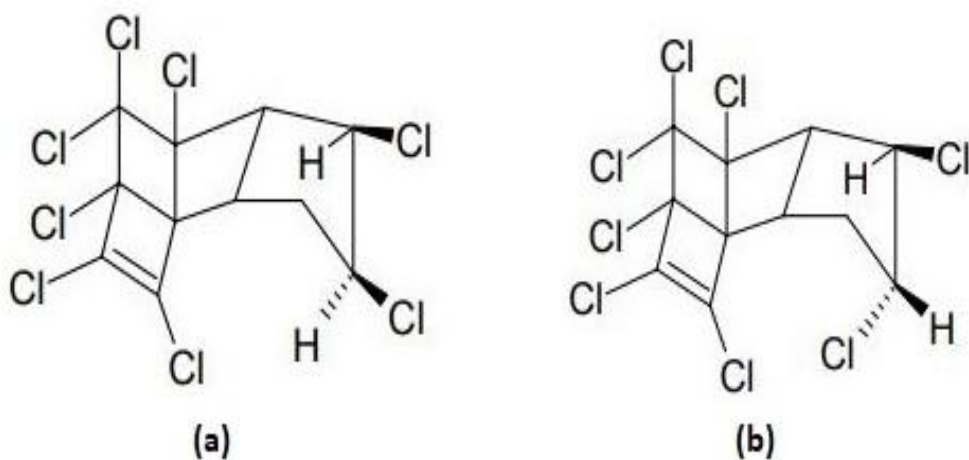


Figura 7. Formas (a) *cis* e (b) *trans* do clordano. Adaptado de ATSDR, 1994.

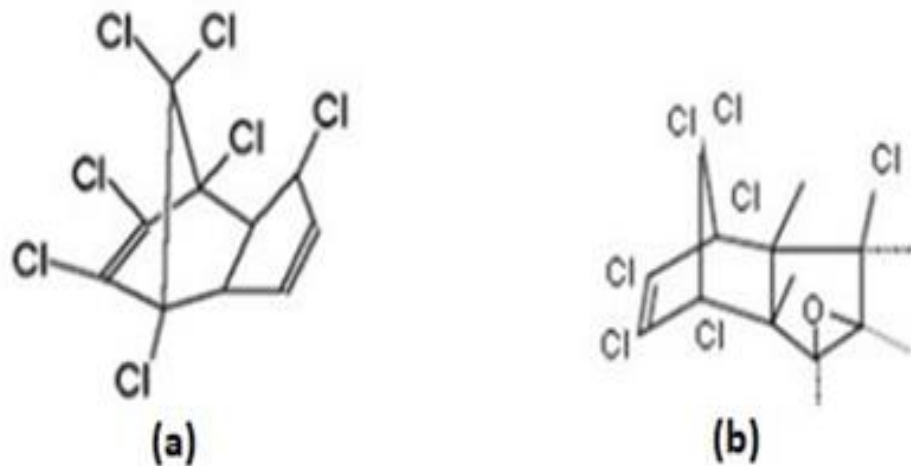


Figura 8. Estrutura química do (a) heptacloro e (b) heptacloro epóxido. Adaptado de PANDOLFO, 2012.

O mirex (Fig. 9) também foi um pesticida utilizado no controle de formigas e cupins, e como retardante de chama em plásticos, borracha, tinta, papel e eletrodomésticos (ATSDR, 1995).

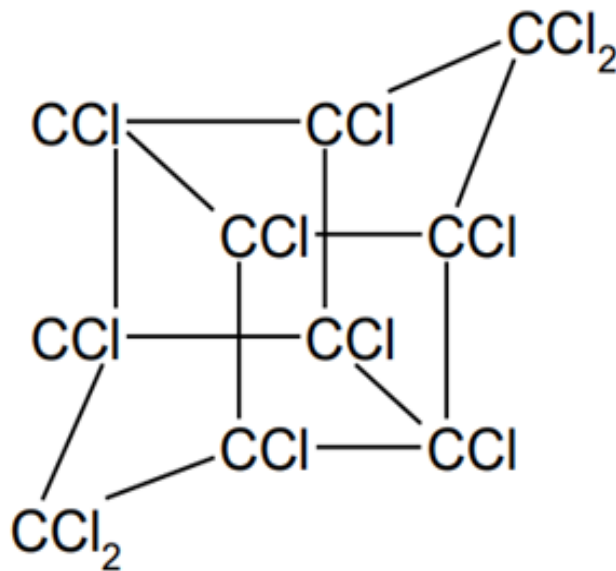


Figura 9. Estrutura química do mirex. Fonte: ATSDR, 1995.

O endossulfan (Fig. 10) teve seu uso autorizado no Brasil em culturas de algodão, cacau, café, cana-de-açúcar e soja, no controle de formigas e na preservação e tratamento de madeira (CETESB, 2018b). É vendido como uma mistura de duas formas diferentes do mesmo composto: α - e β -endossulfan (ATSDR, 2015b).

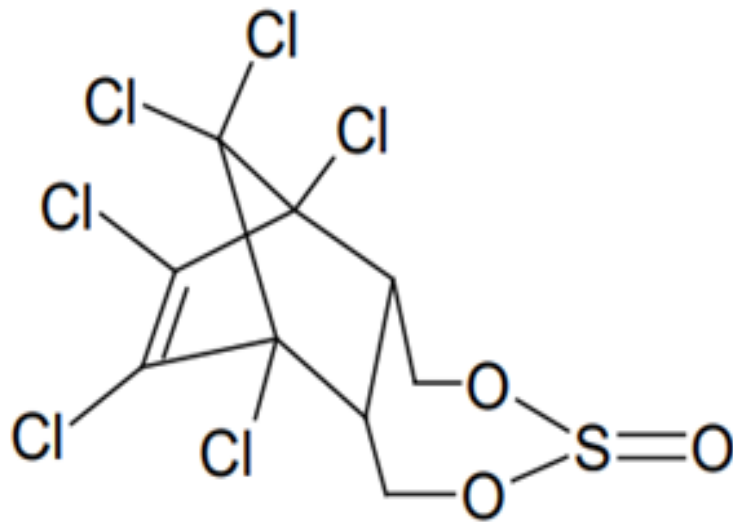


Figura 10. Estrutura química do endossulfan. Fonte: ATSDR, 2015b.

O metoxicloro (Fig. 11) também é um inseticida, usado contra moscas, mosquitos, baratas, ácaros e uma grande variedade de insetos em culturas agrícolas e criações de gado, bem como em celeiros, jardins e em animais domésticos (ATSDR, 2002c).

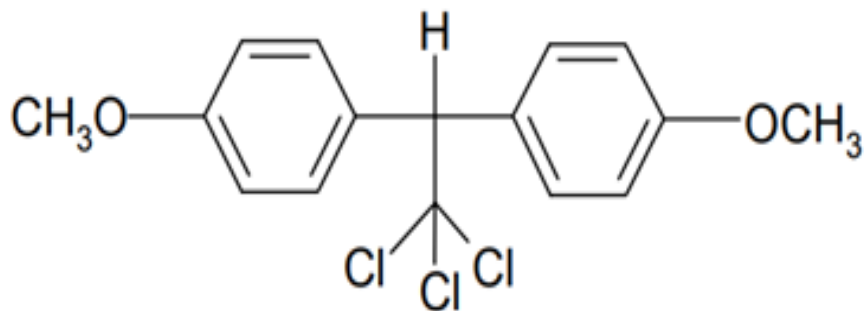


Figura 11. Estrutura química do metoxicloro. Fonte: ATSDR, 2002c.

1.2. Histórico da Legislação de POPs no Brasil

Em 1981, restrições ao uso de PCBs foram implementadas através da Portaria Interministerial 19, de 29 de janeiro de 1981, que estabeleceu a proibição da fabricação, comercialização, uso e descarte inadequado de PCBs em todo o território nacional, porém permitia o funcionamento de equipamentos já instalados até sua substituição integral por produtos isentos de PCBs (BRASIL, 1981a). Em 10 de junho de 1983, foi publicada a Instrução Normativa 001 SEMA/STC/CRS, que regulamentava as condições a serem

observadas no manuseio, armazenamento e transporte de PCBs e/ou resíduos contaminados (BRASIL, 1983).

A comercialização, o uso e a distribuição de agrotóxicos organoclorados destinados à agricultura foram proibidos em todo território nacional por meio da portaria nº 329 de 2 de setembro de 1985 do Ministério da Agricultura (BRASIL, 1985). Estavam incluídas nessa portaria, a proibição da comercialização, do uso e da distribuição de DDT, aldrin, endrin, lindano, clordano, mirex e heptacloro. Entretanto, produtos como o DDT ainda poderiam ser usados em campanhas de saúde pública ou na agricultura em situações emergenciais. Em 1998, DDT, aldrin, endrin, lindano e heptacloro foram excluídos da lista de substâncias com uso autorizado em atividades agropecuárias e domiciliares, pelo Ministério da Saúde (CETESB, 2018b).

Por meio da Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº 316 de 29 de outubro de 2002, foram estipulados, em nível nacional, os procedimentos e critérios para o licenciamento e controle de emissões de POPs e o funcionamento de sistemas de tratamento térmico de resíduos (BRASIL, 2002).

Em 2004, o Brasil começou a adotar a Convenção de Estocolmo de 2001, comprometendo-se internacionalmente com a eliminação do uso de PCBs até 2025 e destinação final até 2028, bem como medidas de controle de emissões não intencionais (MMA, 2015a).

Em 2005, a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) incluiu o clordano como princípio ativo não permitido em inseticidas domiciliares; em 2006 publicou uma resolução proibindo todos os usos do lindano e indeferiu todos os pedidos de importação de produtos contendo este composto; em 2010 determinou a retirada do endossulfan do mercado brasileiro em um prazo de três anos, proibiu sua importação a partir de 2011 e a sua fabricação em todo território nacional em 2012, sendo que a comercialização foi proibida apenas em 2013 (CETESB, 2018b).

Os PBDEs foram importados de outros países e nunca foram produzidos no Brasil, não tendo uma legislação específica que regulamente o uso desses compostos. Um Projeto de Lei do Senado (nº 173) proposto em 2009 que regularia o uso dos PBDEs foi arquivado em 2011. Esse Projeto de Lei propunha a concentração máxima de 0,1% de PBDEs em equipamentos de informática em geral (PIERONI *et al.*, 2017).

1.3. Tartarugas marinhas

1.3.1. Classificação e características gerais

A ordem dos Testudines, conhecida também como Chelonia, compreende todas as espécies de tartarugas, sejam elas terrestres, marinhas ou de água-doce (VITT & CALDWELL, 2014). Todos os representantes dessa ordem são ovíparos, ectotérmicos, respiram por pulmões, possuem escamas revestindo o corpo e um aparelho bucal onde no lugar de dentes há um bico córneo para cortar ou rasgar os alimentos (MONACO, 2016). Além disso, apresentam como característica principal, que os distingue de outros animais, a presença de uma carapaça dorsal, formada pela redução do número de vértebras e a fusão das costelas (MARCOVALDI *et al.*, 2011), e um plastrão ventral, conectados por pedaços de ossos fundidos, ambos formados por placas ósseas e revestidos por placas de queratina, conhecidas como escudos córneos (SPOTILA, 2004). A carapaça é responsável por proteger o corpo do animal contra choques mecânicos e desidratação (BONDIOLI, 2009).

Nas tartarugas marinhas, a carapaça está mais adaptada à vida aquática, tornando-se mais curta e achatada, ficando mais leve e hidrodinâmica, e as patas se modificaram em nadadeiras, o que permite que elas se movimentem de forma mais eficiente debaixo d'água (MARCOVALDI *et al.*, 2011). Porém, com a diminuição da carapaça, as tartarugas marinhas perderam a capacidade de ocultar a cabeça e os membros como faziam seus ancestrais e ainda fazem as tartarugas terrestres e de água-doce (SPOTILA, 2004). Houve também o surgimento de glândulas de sal que ficam localizadas próximo aos olhos e possuem a função de excretar o excesso de sal ingerido na alimentação (LUTZ, 1997). São capazes de permanecer debaixo d'água por um longo tempo devido à eficiente distribuição de oxigênio pelo corpo e elevada tolerância à hipóxia, bem como a presença de respiração acessória com trocas gasosas que acontecem na cloaca e na faringe (LUTCAVAGE & LUTZ, 1997). Além disso, possuem visão, olfato e audição desenvolvidos e excelente capacidade de orientação (MARCOVALDI *et al.*, 2011).

As tartarugas marinhas estão agrupadas em duas famílias: Dermochelyidae e Cheloniidae. A família Dermochelyidae contém apenas uma espécie de tartaruga marinha, a *Dermochelys coriacea* (tartaruga-de-couro), a única espécie que não apresenta escudos córneos na carapaça, sendo revestida apenas por pele e a mais adaptada a águas frias (MÁRQUEZ, 1990). A família Cheloniidae compreende todas as outras seis espécies de tartarugas marinhas, distribuídas em cinco gêneros: *Caretta caretta* (tartaruga-cabeçuda), que

possui uma ampla distribuição em águas subtropicais e temperadas em todo o mundo; *Chelonia mydas* (tartaruga-verde), que também se encontra amplamente distribuída em águas tropicais e subtropicais, ocorrendo mais próxima à costa continental e em torno de ilhas, sendo rara em águas temperadas; *Eretmochelys imbricata* (tartaruga-de-pente), que ocorre principalmente em águas tropicais, sendo a mais tropical das espécies; *Lepidochelys kempii* (tartaruga-kempi), que encontra-se mais restrita ao Golfo do México; *Lepidochelys olivacea* (tartaruga-oliva), que também está amplamente distribuída em regiões tropicais e subtropicais; e *Natator depressus* (tartaruga-flatback), que é endêmica da plataforma continental australiana (MÁRQUEZ, 1990; PLOTKIN, 2003; MARCOVALDI *et al.*, 2011). Apenas *Natator depressus* e *Lepidochelys kempii* não ocorrem no Brasil. Todas as espécies apresentam a carapaça e plastrão ósseos típicos, recobertos por um número variável de escudos córneos (PRITCHARD & MORTIMER, 2000).

Uma possível oitava espécie, *Chelonia agassizii*, que ocorre no Pacífico Leste, permanece controversa, não se chegando a um consenso entre os pesquisadores. Apesar de apresentarem coloração, formato e tamanho do corpo menor que *Chelonia mydas*, alguns estudos sobre sua morfologia, composição bioquímica e genética apresentaram resultados que a consideram como parte da espécie *Chelonia mydas* (MEYLAN & MEYLAN, 2000; BONDIOLI, 2009).

1.3.2. Biologia e Ecologia de *Chelonia mydas*

Chelonia mydas é conhecida popularmente como tartaruga-verde devido à cor esverdeada de sua gordura corporal (OCHOA, 2017). Externamente, possui uma coloração variada ao longo do ciclo de vida, que também pode variar individualmente (AWABDI, 2013a). Quando filhotes, apresentam carapaça de coloração cinza escura ou preta e o plastrão é branco, o que lhes confere uma camuflagem conhecida como “*countershading*” (contra-sombreamento) (RUXTON *et al.*, 2004), que auxilia na proteção contra predadores (ROWLAND, 2009). Nas fases juvenil e adulta, a coloração varia entre marrom, cinza-esverdeado e cinza-esverdeado escuro e pode apresentar um padrão uniforme ou com manchas e listras (WYNEKEN, 2001; AWABDI, 2013). Já o plastrão que é totalmente branco nos filhotes, vai se tornando amarelado ao longo do desenvolvimento do animal (PRITCHARD & MORTIMER, 2000).

A identificação da espécie é possível através de características presentes na carapaça e na cabeça. As tartarugas dessa espécie possuem a carapaça revestida por escudos córneos

justapostos, com quatro pares de escudos laterais; a cabeça possui formato arredondado e apresenta um par de escamas pré-frontais, quatro pares de escamas pós-orbitais e mandíbula revestida por uma estrutura córnea e serrilhada denominada ranfoteca, conhecida também como bico córneo (Fig. 12) (PRITCHARD & MORTIMER, 2000; WYNEKEN, 2001; SPOTILA, 2004).

A diferenciação sexual é possível visualmente apenas quando esses animais chegam à maturidade. O macho quando adulto apresenta uma cauda longa, onde abriga o órgão copulador e unhas bem evidentes nas nadadeiras anteriores, que são usadas para segurar a fêmea durante a cópula (MILLER, 1997).

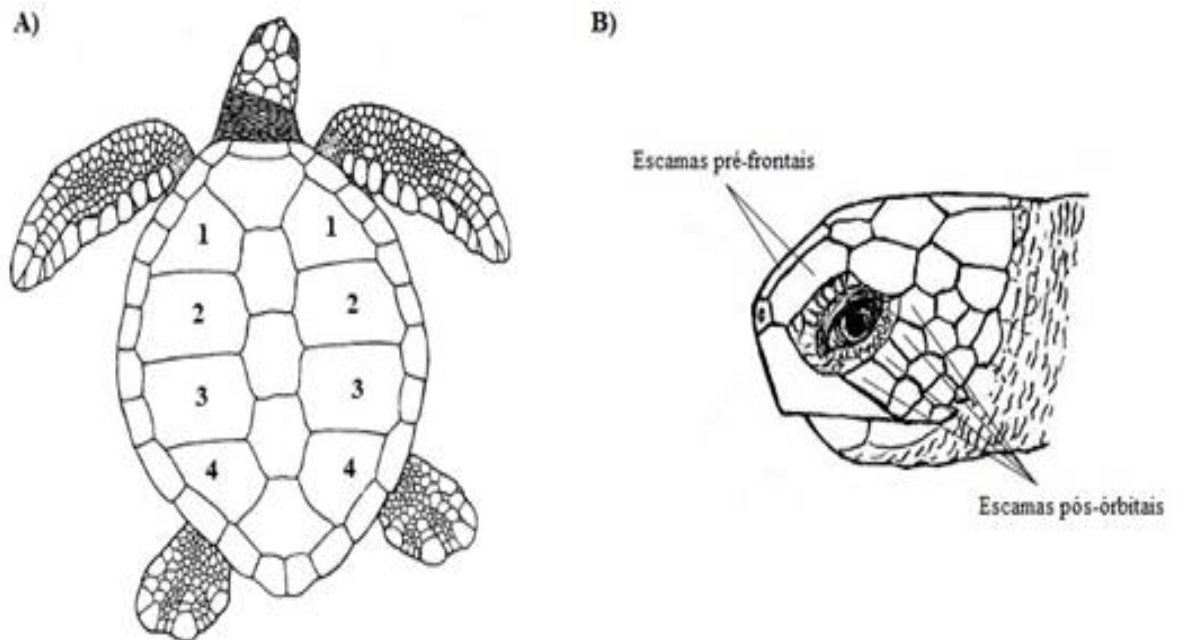


Figura 12. Identificação de *Chelonia mydas*. **A)** Identificação dos quatro pares de escudos laterais (indicados de 1-4). **B)** Identificação das escamas pré-frontais e escamas pós-orbitais. Adaptado de PRITCHARD & MORTIMER, 2000.

Chelonia mydas possui distribuição circunglobal, ocorrendo em águas tropicais e subtropicais, habitando principalmente regiões entre 40°N e 40°S de latitude, sendo a espécie mais costeira entre as tartarugas marinhas, podendo utilizar inclusive estuários de rios e lagos (HIRTH, 1997 *apud* MARCOVALDI *et al.*, 2011). No Brasil, podem se alimentar em toda a costa brasileira, tendo como principais áreas de desova: Ilha da Trindade, no Espírito Santo

(ES); Atol das Rocas, no Rio Grande do Norte (RN); e Fernando de Noronha, Pernambuco (PE) (ALMEIDA *et al.*, 2011; SFORZA *et al.*, 2017).

Assim como as outras espécies de tartarugas marinhas, *Chelonia mydas* também possui ciclo de vida complexo e uma intensa atividade migratória (Fig. 13), ocupando diversos nichos ao longo da vida (LAHANAS *et al.*, 1998).

CICLO DE VIDA DAS TARTARUGAS MARINHAS

Atingem a fase reprodutiva entre os 20 e os 30 anos

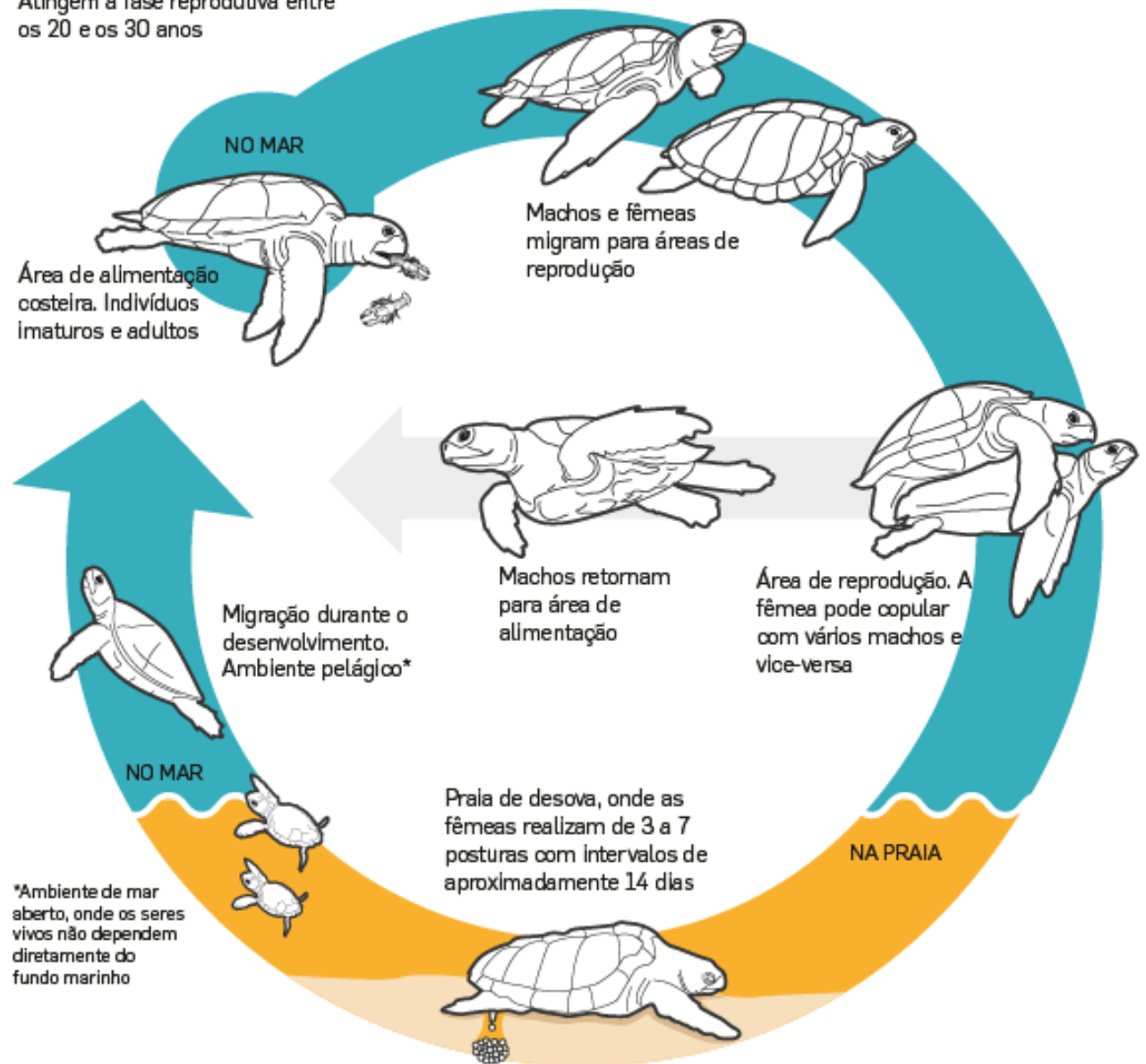


Figura 13. Ciclo de vida das tartarugas marinhas. Fonte: Estadão.

Quando filhotes possuem aproximadamente cinco centímetros de comprimento e pesam cerca de 20 gramas; quando adultas podem chegar a aproximadamente 230 quilogramas e medir até 1,50 metros de comprimento curvilíneo da carapaça (PRITCHARD & MORTIMER, 2000; BONDIOLI, 2009).

O tempo que os embriões levam para se tornarem filhotes é determinado principalmente pela temperatura. Quando a postura dos ovos é feita em regiões da praia mais expostas ao sol e os ovos ficam sujeitos a temperaturas mais altas, o período de incubação pode ser de até 45 dias (SPOTILA, 2004). Segundo o mesmo autor, em regiões com menor exposição ao sol ou mais chuvosas, sujeitos a temperaturas mais baixas, o período de incubação pode chegar a 70 dias. A temperatura também influencia na determinação do sexo desses animais, em temperaturas mais altas os filhotes se desenvolvem em fêmeas e em temperaturas mais baixas em machos (ACKERMAN, 1997).

O nascimento dos filhotes ocorre de forma sincronizada e simultânea, pois cada filhote que eclode estimula o outro a emergir até a superfície, diminuindo a suscetibilidade a diversos predadores como caranguejos, aves e mamíferos (FORMIA, 2002 *apud* BONDIOLI, 2009). Geralmente, os filhotes deixam o ninho durante a noite ou logo após o pôr do sol, sendo raros os casos em que isso ocorre durante o dia, evitando que morram devido a elevadas temperaturas e também para evitar predadores (SPOTILA, 2004).

Logo após, ocorre o primeiro evento de migração em direção ao mar. Após alcançarem o mar, passam por um período em que não são mais vistas, permanecendo boiando passivamente nas correntes marítimas, onde geralmente há uma baixa densidade de predadores (BONDIOLI, 2009). Essa fase pelágica pode durar de três a cinco anos, sendo que os filhotes, que no começo possuem aproximadamente cinco centímetros, só voltam a ser vistos quando retornam para habitats neríticos em sua fase juvenil, com mais de 20 centímetros (REICH *et al.*, 2007). CARR (1987) chamou essa fase, inicialmente, de *lost year* ou “ano perdido”, mas após pesquisas posteriores foi constatado que esse período demora mais do que um ano, sendo então chamado de *lost years* ou “anos perdidos” (MUSICK & LIMPUS, 1997; SPOTILA, 2004; LIEBART, 2019). Embora o tamanho corporal seja usado como indicativo do estágio de vida, ele é proporcional à quantidade de alimento disponível. Por isso, quando as tartarugas se desenvolvem em áreas com abundância de alimento podem alcançar grande porte em menos tempo (MILLER, 1997).

Estudos sugerem que os filhotes passam seus primeiros dias nadando e são predominantemente carnívoros, alimentando-se oportunisticamente de pequenos ctenóforos, crustáceos e caramujos (SPOTILA, 2004). Quando juvenis, possuem uma tendência a

herbivoria, sendo a mais herbívora das espécies de tartarugas, alimentando-se basicamente de uma grande variedade de algas e angiospermas marinhas. Entretanto, podem se alimentar ocasionalmente de animais como águas-vivas, moluscos, esponjas, peixes e crustáceos (BJORNDAL, 1997; BUGONI *et al.*, 2003).

Quando atingem a maturidade sexual, migram novamente, indo para as áreas de reprodução (LUSCHI *et al.*, 2003). O acasalamento ocorre quando a fêmea se mostra receptiva ao macho, ele se posiciona sobre ela segurando-a com suas grandes unhas localizadas nas nadadeiras anteriores e inicia a cópula através da introdução do pênis na cloaca da fêmea que continua a nadar (MILLER, 1997). A fêmea pode copular com mais de um macho e o acasalamento ocorre em regiões próximas à praia onde ela desova (FITZSIMMONS, 1998). Após acasalarem, as fêmeas se dirigem para as proximidades das praias de desova, permanecendo por um tempo até os ovos maturarem. Os machos, ao contrário das fêmeas, retornam para as áreas de alimentação e permanecem praticamente a vida toda debaixo d'água, o que torna mais difícil o acesso a informações sobre machos de tartarugas marinhas (TURKOZAN *et al.*, 2019).

As tartarugas marinhas realizam a postura de mais de um ninho por temporada reprodutiva, podendo variar de acordo com a espécie. Depois da postura de um ninho, a fêmea volta para água e espera que mais ovos amadureçam para poder sair da água novamente e depositar um novo ninho, o intervalo entre as posturas pode variar de 10 a 15 dias (BONDIOLI, 2009). As temporadas reprodutivas costumam ocorrer em intervalos de dois ou três anos, tipicamente nos meses de verão (MILLER, 1997)

Os mecanismos de orientação que as tartarugas utilizam para migrar entre as áreas de alimentação, repouso e reprodução ainda são incertos, mas existem várias hipóteses para explicar essa capacidade. Quando filhotes sugere-se que elas se orientam através de três fatores: a luminosidade, o movimento das ondas e o campo magnético da Terra (LOHMANN & LOHMANN, 1996; LOHMANN, 2001). Alguns estudos sugerem também a ocorrência de um fenômeno chamado *imprinting* em que, quando filhotes, são capazes de memorizar características físicas e químicas da praia natal, o que possibilita que as fêmeas retornem à praia que nasceram para desovar (LOHMANN *et al.*, 1997; ENDRES *et al.*, 2016). Esse comportamento de retorno às praias específicas para se alimentar ou procriar é chamado de filopatria.

Devido a esse complexo ciclo de vida, a longevidade e a intensa atividade migratória, o estudo desses animais se complica e acaba se concentrando principalmente em áreas de desova onde são encontradas com maior facilidade (BOWEN & KARL, 2007).

1.3.3. Ameaças e conservação

Segundo o “Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção” (2018), todas as cinco espécies de tartarugas marinhas que ocorrem no Brasil encontram-se em algum grau ameaçadas. *Caretta caretta* e *Lepidochelys olivacea* encontram-se como “em perigo” de extinção; *Dermochelys coriacea* e *Eretmochelys imbricata* encontram-se como “criticamente em perigo” de extinção; e *Chelonia mydas* encontra-se “vulnerável” à extinção. No Brasil, programas de pesquisa e proteção para todas as cinco espécies de tartarugas marinhas começaram a ser implantados em 1980, com a criação do Projeto Tartaruga Marinha (TAMAR) que passou a ser administrado conjuntamente pelo Centro Nacional de Conservação e Manejo de Tartarugas Marinhas, vinculado ao ICMBio, e pela organização não governamental (ONG) Fundação Pró-TAMAR, criada em 1988 (MARCOVALDI & MARCOVALDI, 1999; MARCOVALDI *et al.*, 2011; SFORZA *et al.*, 2017). Atualmente, além do TAMAR, existem várias ONGs que trabalham com conservação de tartarugas marinhas, como: Projeto Aruanã (RJ), Caminho Marinho (RS), Projeto Tartarugas Marinhas das Ilhas (SP), Projeto Tartarugas Urbanas (PB), entre outras.

O esforço para a conservação desses animais no Brasil e no mundo vem se mostrando eficaz no aumento de algumas populações de tartarugas marinhas, entretanto, outras populações ainda permanecem em declínio (MAZARIS *et al.*, 2017). Elas ainda continuam sujeitas a diversas ameaças e as principais estão relacionadas com a ação antrópica.

A captura incidental em atividades pesqueiras, principalmente pela pesca de arrasto e espinhel pelágico, é a principal responsável pela mortalidade de tartarugas marinhas (EPPERLY, 2003; HEPPEL *et al.*, 2002). Além disso, elas também estão sujeitas a outras ameaças como a ingestão de resíduos, principalmente plásticos, que acabam sendo confundidos com alimento ou são ingeridos acidentalmente (MELO *et al.*, 2010); a intensa coleta desses animais para o comércio ilegal de sua carne e ovos, bem como a utilização da carapaça em artesanatos; a colisão com barcos pesqueiros, ingestão e estrangulamento por rede de pesca (WALLACE *et al.*, 2010; ROMANINI, 2014); destruição de habitats costeiros e marinhos, causada pela ocupação dessas regiões, que aumenta a poluição e a degradação ambiental (LUTCAVAGE *et al.*, 1997); e doenças como a fibropapilomatose, que também pode estar relacionada à poluição marinha, sendo a tartaruga-verde a espécie mais afetada (GEORGE, 1997; FOLEY *et al.*, 2005; SÁNCHEZ-SARMIENTO, 2013).

Em 2010, visando à conservação desses animais, foi elaborado o Plano de Ação Nacional (PAN) para Conservação de Tartarugas Marinhas. Esse plano teve um primeiro ciclo entre 2010 e 2015 e a criação de um segundo ciclo em 2017 com vigência até 2022 (ICMBIO, 2017). Dentre os instrumentos para a conservação apontados pelo PAN, destacam-se as diretrizes para a regulamentação do licenciamento ambiental em áreas de ocorrência de tartarugas marinhas. O licenciamento, instituído pela Política Nacional do Meio Ambiente, Lei 6.938, de 31 de agosto de 1981 (BRASIL, 1981b), deve ser efetuado com base nos dados de monitoramento das principais áreas de ocorrência de tartarugas marinhas (MARCOVALDI *et al.*, 2011). O licenciamento se baseia no parecer técnico do Centro TAMAR a partir da análise do Estudo Ambiental do empreendimento, avaliando o nível de impacto e indicando possíveis medidas de mitigação e monitoramento (SFORZA *et al.*, 2017).

Devido à resolução CONAMA nº 10, de 24 de outubro de 1996 (BRASIL, 1996), que regulamenta o licenciamento ambiental em praias de desova de tartarugas marinhas, foram determinadas áreas prioritárias para conservação com base em levantamentos e monitoramentos realizados até meados da década de 1990. Essas áreas foram classificadas em: 1- áreas prioritárias de reprodução, regiões em que ocorrem desovas regularmente, todos os anos e ao longo de mais de 35 anos de monitoramento contínuo; 2- áreas de reprodução regular, onde também ocorrem desovas regularmente em todos os anos, porém em menor número que as áreas prioritárias; 3- áreas de reprodução esporádica, onde as desovas não ocorrem regularmente e/ou ocorrem em pouco número; 4- áreas não reprodutivas, onde não são registradas ocorrências de ninhos ou onde as desovas são bastante raras e não geram ninhadas viáveis; 5- áreas insuficientemente conhecidas, regiões onde ainda não é realizado um monitoramento constante (Fig. 14) (SFORZA *et al.*, 2017).

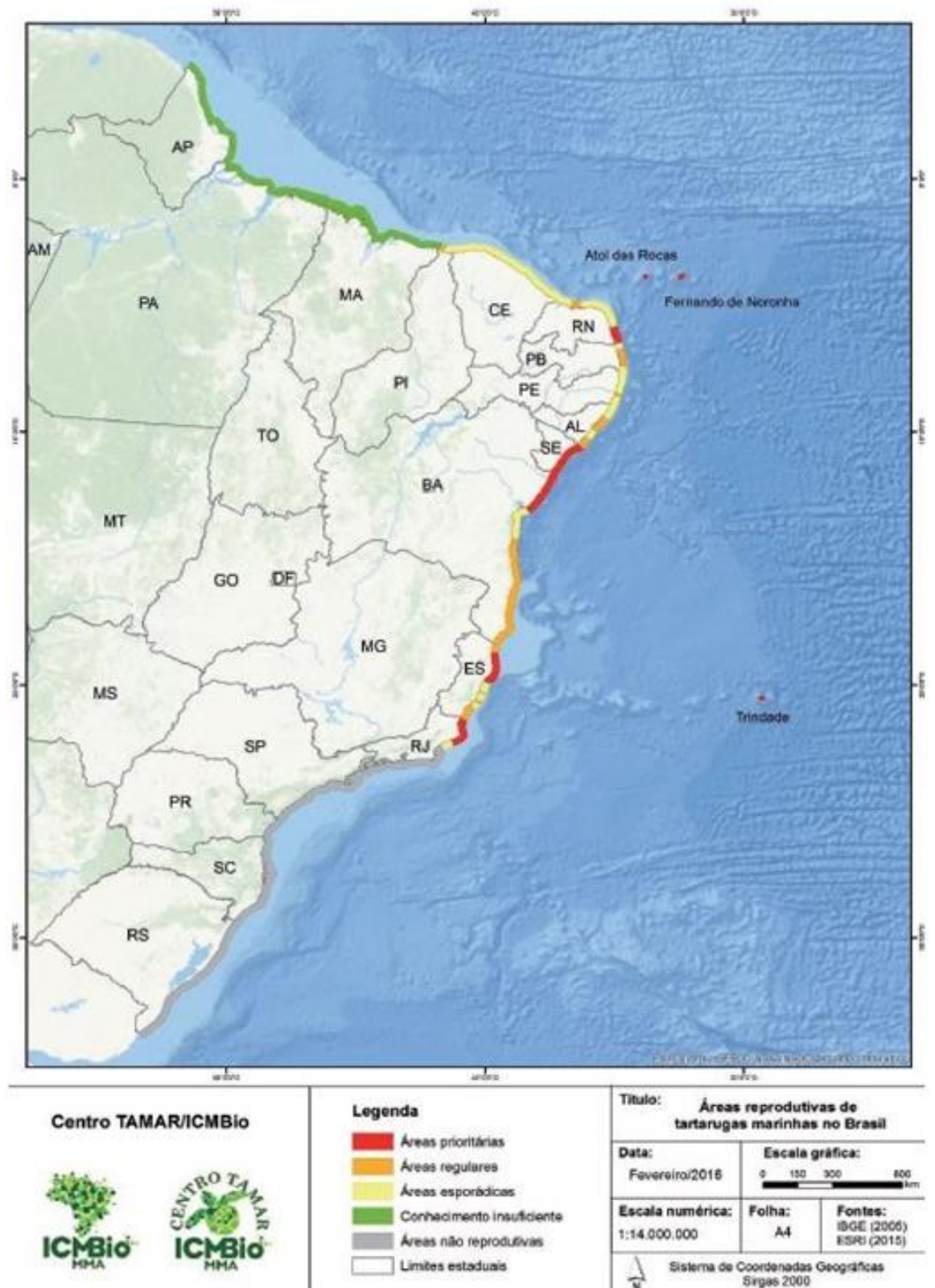


Figura 14. Mapa com a classificação das áreas de ocorrência de tartarugas marinhas no Brasil. Fonte: SFORZA *et al.*, 2017.

Atualmente, existe o Projeto de Monitoramento de Praias (PMP), que é exigido como uma condição para o licenciamento ambiental em áreas de exploração de petróleo e gás. Tem como objetivo avaliar os possíveis impactos causados pela produção e escoamento de petróleo e gás em animais como aves, tartarugas e mamíferos marinhos, por meio do constante monitoramento de encalhes, resgate e reabilitação desses animais (DIAS, 2018).

1.4. Isótopos estáveis

A dieta de vertebrados marinhos tem sido estudada, ao longo do tempo, principalmente através da análise de conteúdo estomacal (REVELLES *et al.*, 2007). Entretanto, os resultados obtidos podem ser inconsistentes devido à dificuldade de mensurar corretamente presas de corpo mole ingeridas pelo animal, como cnidários e ctenóforos (PLOTKIN *et al.*, 1993). Outra dificuldade é que o acesso a animais de vida livre e vivos é escasso, levando a uma prevalência de estudos com animais mortos encontrados nas praias, o que também pode induzir a resultados não tão precisos (REVELLES *et al.*, 2007). Além disso, os itens alimentares podem variar de forma sazonal ou conforme a localidade e a amostra analisada pode conter apenas alguns itens de cada vez. Isso pode gerar uma superestimativa sobre a especialização alimentar do animal e as informações acabam ficando mais restritas aos dados mais recentes da dieta, não considerando itens que já foram digeridos (BARRETO, 2018). Sendo assim, a análise de isótopos estáveis surge como uma alternativa para o estudo da ecologia alimentar dos animais.

Dentre os isótopos estáveis, os mais utilizados são os isótopos estáveis de carbono (C) e nitrogênio (N) que permitem acessar informações sobre os habitats de forrageamento e o nível trófico dos animais estudados em pequenas amostras tanto de indivíduos vivos quanto mortos. Essa técnica é baseada no fato de que o carbono e o nitrogênio presentes no corpo de um animal vêm diretamente do alimento que ele consome. Conseqüentemente, a composição de isótopos de um organismo reflete seus recursos alimentares e fornece resultados menos enviesados, pois a sua concentração nos tecidos muda apenas muitos meses depois que o animal começou uma nova dieta (JARDINE *et al.*, 2004; REVELLES *et al.*, 2007). As proporções de isótopos estáveis pesados (^{15}N e ^{13}C) e leves (^{14}N e ^{12}C) de carbono e nitrogênio diferem de um organismo para outro conforme seu metabolismo e durante processos químicos e biológicos, que causam mudanças na sua razão (POST *et al.*, 2007). À medida que a matéria passa de um nível trófico para outro, as proporções desses isótopos

mudam, o que possibilita identificar os níveis tróficos dos indivíduos através da análise de amostras de seus tecidos (BARRETO, 2018).

Em geral, animais com valores isotópicos mais altos (enriquecidos) ocupam um nível trófico mais elevado do que aqueles com valores mais baixos (empobrecidos) (KELLY, 2000). Em análises de isótopos estáveis, é comumente aceito que a cada nível trófico, o valor de $\delta^{15}\text{N}$ nos tecidos de consumidores aumenta de 3 a 5‰ e o valor de $\delta^{13}\text{C}$ aumenta de 0 a 1‰ (DENIRO & EPSTEIN, 1978; POST, 2002). Entretanto, essa generalização nem sempre é adequada, pois as razões isotópicas podem variar dependendo do táxon, da dieta do animal e da taxa de *turnover* do tecido analisado (CHEREL *et al.*, 2005; CAUT *et al.*, 2009; REMY *et al.*, 2017). A taxa de *turnover*, também chamada de taxa de renovação, pode ser definida como o tempo no qual um tecido leva para refletir isotopicamente sua dieta (BARRETO, 2018). Esse tempo varia de acordo com o tecido analisado.

Como o valor de $\delta^{15}\text{N}$ apresenta uma variação maior entre os consumidores, ele é o mais usado para verificar a posição trófica do animal (KELLY, 2000). O valor de $\delta^{13}\text{C}$ é mais usado para indicar diferentes fontes de carbono na dieta, como diferenças entre ambiente costeiro e ambiente oceânico; pelágico e bentônico; aquático e terrestre (DENIRO & EPSTEIN, 1978; POST, 2002; HAYWOOD *et al.*, 2019).

Os isótopos estáveis também podem se relacionar com os poluentes orgânicos persistentes que tendem à bioacumulação e biomagnificação devido à sua natureza lipofílica, podendo aumentar sua concentração quanto maior for a posição trófica do organismo (TANABE *et al.*, 1988). Por isso, a dieta pode ser um dos principais fatores que influenciam a exposição a esses compostos (FISK *et al.*, 2001; MONZÓN-ARGÜELLO *et al.*, 2018).

Nos últimos anos, os isótopos estáveis vêm sendo utilizados como uma forma de entender mais sobre as preferências alimentares das tartarugas-verdes e as posições tróficas que elas ocupam e como isso pode variar geograficamente (BEZERRA *et al.*, 2015; DI BENEDITTO *et al.*, 2017, MONZÓN-ARGÜELLO *et al.*, 2018; DI BENEDITTO *et al.*, 2019; GILLIS *et al.*, 2020), ao longo do ciclo de vida (BURGETT *et al.*, 2008), entre os indivíduos (VANDER ZANDEN *et al.*, 2010) e entre diferentes tipos de tecidos (BARRETO, 2018; VANDERKLIFT *et al.*, 2020). Também são usados para ajudar a inferir a escala de tempo em que elas são recrutadas para áreas de forrageamento quando juvenis (DI BENEDITTO *et al.*, 2019) e entender a relação das razões isotópicas com as concentrações de contaminantes (BEZERRA *et al.*, 2015; MONZÓN-ARGÜELLO *et al.*, 2018; DI BENEDITTO *et al.*, 2019).

2. OBJETIVOS

Avaliar a ocorrência de poluentes orgânicos persistentes (POPs) nas amostras de tecido hepático de tartarugas marinhas da espécie *Chelonia mydas* coletadas no litoral do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) e correlacionar com a razão de isótopos estáveis de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) e nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$), e fatores ecológicos.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Área de estudo

As amostras de fígado de *Chelonia mydas* foram coletadas de animais mortos encontrados no litoral do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) e fazem parte do Projeto de Monitoramento de Praias das bacias de Campos e Espírito Santo (PMP-BC/ES) da Petrobras. Esse projeto é realizado desde 2010 e é executado pela empresa de consultoria CTA-Meio Ambiente (DIAS, 2018). A faixa monitorada compreende a região de Conceição da Barra (ES) até Saquarema (RJ), totalizando 763 km de extensão (TOSTES, 2019) (Fig. 15). As atividades de captura, coleta, transporte e manuseio de material biológico do projeto foram autorizadas pela Abio (Renovação) N° 861/2017 - 1ª Renovação (5925263). O uso dos tecidos biológicos para fins científicos foi autorizado também pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) do IOUSP Protocolo n° 004 Pesq. 2020.

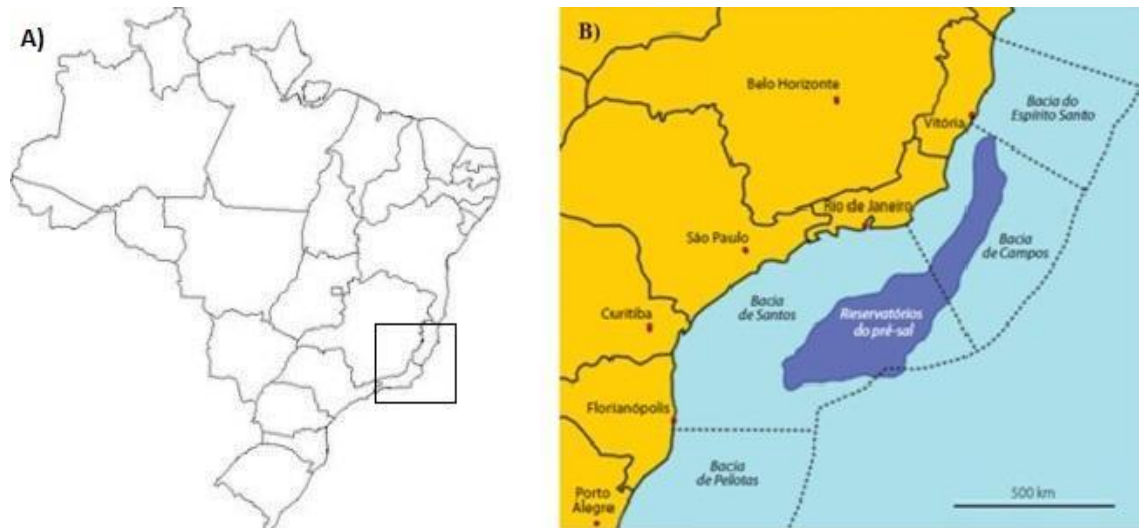


Figura 15. A) Mapa do Brasil evidenciando os estados do Rio de Janeiro e Espírito Santo da região Sudeste. B) Mapa da região abrangida pelas bacias de Campos e Espírito Santo no Sudeste do Brasil. Fonte: RICCOMINI *et al.*, 2012.

3.2. Amostras

As amostras de tecido hepático de *Chelonia mydas* utilizadas nesse trabalho foram retiradas de carcaças em código 2. Essa classificação indica que as carcaças foram encontradas frescas e em boas condições (IBAMA, 2005). Cada animal encontrado foi fotografado, há o georreferenciamento do local de encalhe, e as informações referentes ao sexo, estágio de maturação sexual, biometria e outras informações adicionais estão disponíveis através da plataforma SIMBA (Sistema de Informação e Monitoramento da Biota Aquática - Petrobras, 2020).

A amostragem dos tecidos foi realizada utilizando pinças e bisturis previamente descontaminados em forno mufla e as amostras foram embaladas em folhas de alumínio e armazenadas em ultrafreezer (-80°C). Foram analisadas 49 amostras de indivíduos juvenis de *Chelonia mydas* no Laboratório de Química Orgânica Marinha do Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo (IO-USP).

3.3. Limpeza e preparação de materiais e reagentes usados

Toda vidraria utilizada foi previamente lavada com detergente Extran alcalino Merck, enxaguada em água corrente e seca em estufa a 120°C. Posteriormente, foi coberta com alumínio, levada à mufla e calcinada durante 4 horas a 450°C. Vidrarias volumétricas e

colunas de purificação, que não podem ser calcinadas, após serem lavadas em água corrente foram enxaguadas com solventes *n*-hexano e diclorometano (DCM) antes do uso.

Foram utilizados como reagentes sólidos: sulfato de sódio, para desidratar as amostras durante a etapa de extração, e sílica gel e alumina neutra, para preenchimento das colunas de adsorção durante purificação dos extratos. Esses adsorventes foram calcinados a 450°C durante 4 horas e posteriormente armazenados em frascos de vidro apropriados, tampados e em seguida guardados em dessecadores. A calcinação da sílica e da alumina é necessária para garantir a eliminação de qualquer resíduo orgânico que possa interferir nas análises. A calcinação faz também com que estes reagentes sejam completamente ativados. Entretanto, para que esses compostos possam ser utilizados, é necessário que eles estejam 5% desativados, para melhor desempenho nas análises. Para isso, foram adicionados 5% em massa de água ultra-pura *Milli-Q* cuja purificação foi feita através da extração líquido-líquido com 30 ml de *n*-hexano, repetida por cinco vezes.

3.4. Preparação das soluções-padrão

Todas as soluções-padrão utilizadas, tanto de organoclorados quanto organobromados, foram adquiridas do laboratório internacional *AccuStandard* (EUA). A escolha dos analitos das soluções foi feita com base nas características de cada composto, com relação a sua ampla relevância e presença no ambiente, levando em conta sua alta produção industrial, capacidade de bioacumulação, biomagnificação e uso como indicadores ambientais. A partir dos padrões certificados, foram preparados cinco tipos de soluções: as misturas com padrões externos, sendo uma para PCBs, uma para pesticidas e uma para PBDEs; a solução contendo os dois *surrogates* e a solução do padrão interno (PI).

A mistura de PCBs continha 51 congêneres (IUPAC # 8, 18, 28, 31, 33, 44, 49, 52, 56/60, 66, 70, 74, 77, 81, 87, 95, 97, 99, 101, 105, 110, 114, 118, 123, 126, 128, 132, 138, 141, 149, 151, 153, 156, 157, 158, 167, 169, 170, 174, 177, 180, 183, 187, 189, 194, 195, 199, 203, 206, 209), com compostos variando de 2 a 10 átomos de cloro por molécula. A mistura de pesticidas continha os DDTs e seus metabólitos (*o,p'*-DDD; *p,p'*-DDD; *o,p'*-DDE; *p,p'*-DDE; *o,p'*-DDT; *p,p'*-DDT), HCHs (α -HCH; β -HCH; γ -HCH; d' -HCH); clordanas (α -Clordana; γ -Clordana, Oxi-Clordana; Heptacloro; Heptacloro Epóxido A; Heptacloro Epóxido B), drins (Aldrin; Dieldrin; Endrin; Isodrin), Endossulfans I e II, Hexaclorobenzeno (HCB), *p,p'*-Metoxicloro e Mirex. A mistura de PBDEs continha 7 congêneres (IUPAC # 28, 47, 99, 100, 153, 154, 183), com compostos contendo de 3 a 10 átomos de bromo. Todas as

misturas dos padrões externos de cada classe possuíam concentração de $1,0 \text{ ng } \mu\text{L}^{-1}$ para cada congêneres.

A solução *surrogate* continha os PCB 103 e 198 e a solução de Padrão Interno (PI) continha o composto TCMX (2, 3, 5, 6-tetracloro-m-xileno), todas em concentração de $1,0 \text{ ng } \mu\text{L}^{-1}$.

3.5. Curva analítica

As curvas analíticas para PCBs, PBDEs e pesticidas foram construídas através de uma regressão linear contendo dez pontos, com as seguintes concentrações: 0,5, 1, 5, 10, 20, 50, 80, 100, 150 e $200 \text{ pg } \mu\text{L}^{-1}$. Para que a curva analítica fosse considerada adequada, o coeficiente de correlação linear (r^2) deveria ser igual ou maior que 0,995, pois quanto mais próximo de 1,0, menor a dispersão do conjunto de pontos experimentais e menor a incerteza dos coeficientes de regressão estimados (RIBANI *et al.*, 2004).

A quantificação de todos os compostos foi feita através do método de padronização interna em relação à área dos picos dos padrões, calculando-se a razão entre o *surrogate* e os compostos de interesse. As curvas foram verificadas periodicamente através da requantificação das diluições utilizadas para a confecção da própria curva e foram consideradas boas para o uso quando o fator de resposta apresentou variação inferior a 25%.

3.6. Preparação das amostras para análise de organoclorados em tecidos

As porções de amostras de tecido hepático de *Chelonia mydas* utilizadas foram cortadas da parte interna da amostra original para evitar contaminações, que poderiam ter ocorrido na superfície, e foram pesadas em papel alumínio utilizando-se uma balança analítica.

3.7. Extração

Foram macerados cerca de 0,25g de cada amostra de fígado com cerca de 15g de sulfato de sódio anidro. Em cada uma das amostras foram adicionados 100 μL de *surrogate* (PCB 103 e PCB 198 em concentração de $1,0 \text{ ng } \mu\text{L}^{-1}$). Em seguida, as amostras foram extraídas no extrator Soxhlet por 8h com 80 mL da mistura de *n*-hexano e diclorometano (1:1, v:v). Cada um dos extratos obtidos após o fim da extração foi individualmente concentrado a 1,0 mL, de onde foram retirados 0,1 mL para determinação do percentual de lipídios.

3.8. Purificação do extrato

Os 0,9 mL restantes de extrato foram submetidos à cromatografia de adsorção utilizando-se uma coluna contendo 16 g de alumina neutra e 8 g de sílica gel desativadas 5% com água Ultra-pura Milli-Q. Os POPs foram eluídos com 80 mL da mistura de *n*-hexano e diclorometano (1:1, v:v).

A cromatografia de adsorção consegue eliminar interferentes como alguns compostos polares, lipídios, pigmentos e partículas da amostra, porém, em amostras biológicas, acaba não sendo suficiente para a retirada total de lipídios, sendo necessária uma nova etapa de purificação (COLABUONO, 2011). Por isso, depois da coluna de adsorção, cada extrato coletado foi concentrado novamente a 0,9 mL e injetado no cromatógrafo a líquido de alta eficiência (CLAE) da *Agilent* (1260 *Infinity* II) acoplado a um detector de comprimento de onda variável (*Agilent* 1260 VWD) equipado com uma pré-coluna (*Phenogel Guard* 10 μ , 50 x 7,8 mm, *Phenomenex*, EUA) conectada em série com duas colunas de exclusão por tamanho (*Phenogel* 10 μ , 100 A, 22,5 x 250 mm, *Phenomenex*, EUA). Diclorometano com um fluxo de 5 mL min⁻¹ foi utilizado para a eluição dos compostos. Para o monitoramento da eluição dos POPs nas colunas foi utilizado o detector UV/visível em 254 nm. A fração de 0 a 30 minutos foi descartada e coletada a fração contendo os POPs entre 30 e 40 minutos.

3.9. Análise e identificação dos compostos por cromatografia em fase gasosa

A fração purificada coletada foi concentrada novamente e nela foram adicionados 90 μ L da solução do padrão interno (TCMX) na concentração de 1,0 ng μ L⁻¹. O volume final foi ajustado para 900 μ L, de onde foi retirada uma alíquota de 100 μ L para injeção no cromatógrafo em fase gasosa 7010B da *Agilent Technologies* acoplado a um sistema de espectrometria de massas com triplo quadrupolo (GC/MS/MS). O equipamento operou em modo de monitoramento dinâmico de reações múltiplas (dMRM) e as análises foram feitas em modo *tandem* (MS/MS) no qual as moléculas de interesse são fragmentadas duas vezes, o que proporciona uma maior sensibilidade e seletividade do sistema.

Foi utilizada uma coluna cromatográfica ultra inerte da *Agilent J&W* HP5-MS 19091S-433UI com 30 metros de comprimento, 0,25 mm de diâmetro interno e 0,25 μ m de espessura de filme de 5 % fenilmetilsiloxana. A rampa de temperatura utilizada para separação de pesticidas, PCBs e PBDEs teve início a 50°C durante 1 minuto e aumentou a uma taxa de 20°C min⁻¹ até 200°C e a 10°C min⁻¹ até 300°C, permanecendo constante durante 5 minutos. O gás hélio (He) foi utilizado como gás de arraste, com fluxo constante de 1.2 mL

min^{-1} , com temperaturas de injetor, interface e fonte a 300°C e de quadrupolos (Q1 e Q2) a 150°C . O volume para a análise foi injetado no modo de injeção pulsado sem divisão de fluxo (“*pulsed splitless*”).

3. 10. Estimativa da quantidade de lipídios extraíveis

Devido à alta lipossolubilidade dos poluentes orgânicos persistentes e sua baixa polaridade, a quantidade de poluentes acumulado em organismos pode apresentar uma grande correlação com a quantidade de lipídios. Por isso, torna-se importante realizar uma estimativa da quantidade de lipídios extraíveis de cada amostra.

Para isso, foi retirada uma alíquota de 0,1 mL (10%) do volume total concentrado, logo após a extração, conforme mencionado no item 3.7. Essa alíquota foi transferida para pequenos frascos de vidro previamente pesados em balança analítica. Os frascos foram colocados na estufa até a evaporação total do solvente. Depois, cada frasco foi novamente pesado e a diferença entre a massa inicial e a massa após a evaporação do solvente foi utilizada no cálculo da porcentagem de lipídios. Foi utilizada a seguinte equação:

$$\% \text{ lipídios} = \left(\frac{\text{resíduo(g)}}{\text{massa extraída(g)}} \right) \times 100$$

3.11. Estimativa de massa seca

Aproximadamente 1g de cada amostra foi colocado em um frasco de vidro previamente pesado e em seguida secou-se a amostra em estufa a uma temperatura de aproximadamente 70°C durante pelo menos 48 horas. Após a secagem da amostra, o material foi pesado novamente e a partir desses dados, calculou-se a massa seca da amostra utilizando-se a equação a seguir:

$$\text{Massa seca} = \frac{\text{massa do frasco com amostra (g)} - \text{massa do frasco vazio (mg)}}{\text{massa do frasco com amostra (g)} - \text{massa do frasco vazio (mg)}}$$

3.12. Controle de qualidade

Para verificar a qualidade e confiabilidade do método, bem como sua precisão e exatidão, foi realizado o controle de qualidade contendo um branco do método, um branco fortificado, uma matriz fortificada, uma amostra em duplicata e o material de referência certificado (WADE & CANTILLO, 1994).

O branco do método é uma matriz isenta dos compostos de interesse submetida à análise para que seja possível avaliar a presença de contaminantes provenientes do procedimento analítico, seja pela inserção de impurezas durante o procedimento, ou pela pré-existência de interferentes no material analítico. Para o branco do método foi utilizado o sulfato de sódio (Na_2SO_4), tratado da mesma forma que o utilizado para macerar as amostras. Considera-se que a contaminação do branco corresponde à contaminação do método e foi supostamente adquirida por todas as amostras durante as etapas de análise. Por isso, empregou-se como procedimento padrão descontar essa contaminação dos resultados das amostras.

O branco fortificado mostra o comportamento dos analitos de interesse submetidos ao método de análise escolhido sem a influência da matriz. Para esse procedimento, foi adicionada ao Na_2SO_4 uma mistura dos analitos de interesse em concentração conhecida. Foi estabelecido como critério de aceitação uma recuperação de pelo menos 80% dos analitos no limite entre 50 e 120% de recuperação.

A matriz fortificada é utilizada para demonstrar a eficiência do método de processamento da amostra na presença de uma matriz representativa. Essa eficiência é medida pela recuperação percentual dos analitos adicionados à matriz em concentração conhecida. Foi estabelecido como critério de aceitação a recuperação de pelo menos 80% dos compostos com recuperação variando entre 50 e 120%.

A recuperação dos analitos de pesticidas organoclorados variou de 50% a 119% (Tabela 1). Os PCBs foram recuperados entre 69% e 111% (Tabela 2) e os PBDEs tiveram uma recuperação de 50% a 120% (Tabela 3).

Tabela 1 – Percentual de recuperação (%) de pesticidas organoclorados no branco e matriz fortificados, do controle de qualidade do método.

Composto	Branco (%)	Fígado (%)	Composto	Branco (%)	Fígado (%)
α -HCH	66	92	Endosulfan I	63	71
Hexaclorobenzeno	69	101	α -Clordana	90	88
β -HCH	77	98	DDE, p,p'	59	63
γ -HCH	89	81	Dieldrin	73	66
δ -HCH	70	97	DDD, o,p'	66	63
Heptacloro	74	87	Endrin	91	59
Aldrin	109	110	Endosulfan II	72	65
Isodrin	78	101	DDD, p,p'	50	63
Heptacloro	70	78	DDT, o,p'	69	66
Epóxido A	75	96	DDT, p,p'	66	70
Oxi-Clordana	74	82	Metoxicloro	51	51
Heptacloro	74	82	Mirex	96	119
Epóxido B	72	79			
γ -Clordana	72	79			
DDE, o,p'	60	66			

Tabela 2. Percentual de recuperação (%) de PCBs no branco e matriz fortificados, do controle de qualidade do método.

Composto	Branco (%)	Fígado (%)	Composto	Branco (%)	Fígado (%)
PCB 8	78	105	PCB 153	78	92
PCB 18	82	101	PCB 132	79	84
PCB 28 e 31	83	88	PCB 105	82	88
PCB 33	85	97	PCB 141	87	91
PCB 52	86	92	PCB 138	82	86
PCB 49	76	92	PCB 158	77	87
PCB 44	83	88	PCB 126	90	81
PCB 74	81	96	PCB 187	81	88
PCB 70	82	81	PCB 183	82	91
PCB 66	69	75	PCB 128 e 167	82	84
PCB 95	75	78	PCB 174	84	92
PCB 56 e 60	77	83	PCB 177	78	92
PCB 101	79	77	PCB 156	87	95
PCB 99	83	90	PCB 157	88	90
PCB 97	84	95	PCB 180	88	100
PCB 87	79	79	PCB 169	94	104
PCB 81	82	89	PCB 170	83	100
PCB 110	77	78	PCB 199	111	111
PCB 77	80	86	PCB 203	80	94
PCB 151	71	88	PCB 189	84	102
PCB 123	78	79	PCB 195	81	102
PCB 149	78	78	PCB 194	79	102
PCB 118	85	83	PCB 206	85	101
PCB 114	78	90	PCB 209	80	108

Tabela 3. Percentual de recuperação (%) de PBDEs no branco e matriz fortificados, do controle de qualidade do método.

Composto	Branco (%)	Fígado (%)
BDE 28	83	79
BDE 47	90	92
BDE 100	73	98
BDE 99	64	120
BDE 154	73	115
BDE 153	64	120
BDE 183	50	102

A análise em duplicata é utilizada para avaliar a precisão do método. Foi adotado como critério de aceitação para validação do método uma diferença percentual relativa (DRP) menor ou igual a 25% calculado pela equação:

$$\text{DRP (\%)} = \left[\frac{(C_{ma} - C_{md})}{(C_{ma} + C_{md})/2} \right] \times 100, \text{ onde}$$

C_{ma} = concentração medida do analito na amostra;

C_{md} = concentração medida do analito na amostra duplicata.

A análise do material de referência certificado (MRC) é uma das mais importantes etapas para demonstrar a exatidão do método utilizado em presença de uma matriz representativa. O MRC é uma amostra homogênea e bem caracterizada com relação aos analitos de interesse. No certificado de análise que acompanha a amostra, constam os valores certificados e suas incertezas. O método é considerado aceitável se 80% dos analitos analisados estiverem dentro da faixa apresentada no certificado $\pm 35\%$.

Foi utilizado como material de referência certificado gordura de baleia - Whale Blubber SRM1945 - (SRM/NIST – Standard Reference Material/National Institute of Standards and Technology). Quase todos os compostos ficaram nessa faixa, com exceção do heptacloro, PCB 77 e PCB 126, sendo assim o método pode ser considerado válido (tabelas 4, 5 e 6).

Tabela 4 – Valores obtidos para pesticidas organoclorados no material de referência certificado (SRM 1958) em acordo com as faixas de valores certificados \pm desvio padrão, com limite de erro de 35%.

Composto	Resultado	Certificado	Certificado – DP	Certificado + DP	Mínimo 35 % abaixo	Máximo 35% acima
α-HCH	15,7	16,9	15,5	18,3	10,1	24,7
Hexaclorobenzeno	32,9	30,6	29,1	32,1	18,9	43,3
γ-HCH	3,11	3,18	3,17	3,19	2,06	4,31
Oxi-Clordana	19,7	21,2	20,1	22,3	13,1	30,1
γ'-Clordana	8,97	11,8	11,3	12,3	7,35	16,6
DDE, o,p'	9,0	14,2	12,8	15,6	8,32	21,1
α-Clordana	54,6	48,1	46,5	49,7	30,2	67,1
DDE, p,p'	377	497	478	516	311	697
Dieldrin	44,3	50,1	46	54,2	29,9	73,2
DDD, o,p'	14,1	19,5	18,3	20,7	11,9	27,9
DDD, p,p'	87,4	120	115	125	74,8	169
DDT, o,p'	56,4	91	77	105	50,1	142
DDT, p,p'	174	233	225	241	146	325
Mirex	38	31	27,6	34,4	17,9	46,4

Tabela 5 – Valores obtidos para PBDEs no material de referência certificado (SRM 1958) em acordo com as faixas de valores certificados \pm desvio padrão, com limite de erro de 35%.

Composto	Resultado	Certificado	Certificado – DP	Certificado + DP	Mínimo 35 % abaixo	Máximo 35% acima
BDE 28	1,31	2,66	2,29	3,03	1,49	4,09
BDE 47	50	39,6	39,4	39,8	25,6	53,7
BDE 100	13	10,3	9,2	11,4	5,98	15,4
BDE 99	24,4	18,9	16,6	21,2	10,8	28,6
BDE 154	20	13,3	11,6	15	7,54	20,3
BDE 153	11,8	8,34	7,79	8,89	5,06	12

Tabela 6 – Valores obtidos para PCBs no material de referência certificado (SRM 1958) em acordo com as faixas de valores certificados \pm desvio padrão, com limite de erro de 35%.

Composto	Resultado	Certificado	Certificado – DP	Certificado + DP	Mínimo 35 % abaixo	Máximo 35% acima
PCB 18	3,09	4,35	3,79	4,91	2,46	6,63
PCB 52	39,7	40,7	39,4	42	25,6	56,7
PCB 49	17	18,3	18,2	18,4	11,8	24,8
PCB 44	13,2	12,1	11,6	12,6	7,54	17
PCB 74	15,8	21,6	13,8	29,4	8,97	39,7
PCB 70	10,55	11	9,9	12,1	6,44	16,3
PCB 66	22	22,4	21,9	22,9	14,2	30,9
PCB 95	34,8	33,9	33,4	34,4	21,7	46,4
PCB 101	79,9	78	66	90	42,9	122
PCB 99	60,6	58,5	53,3	63,7	34,6	86
PCB 87	25,1	20,6	18	23,2	11,7	31,3
PCB 110	31,5	33,8	31,5	36,1	20,5	48,7
PCB 77	1,76	0,416	0,355	0,477	0,23	0,64
PCB 151	27,5	28,6	27,3	29,9	17,7	40,4
PCB 149	81,1	89	82,1	95,9	53,4	129
PCB 118	84,7	76,5	73,6	79,4	47,8	107
PCB 153	231	228	218	238	142	321
PCB 132	21,5	21,1	16,3	25,9	10,6	35
PCB 105	27,1	28,6	27,4	29,8	17,8	40,2
PCB 138	197	146	133	159	86,5	215
PCB 158	12,7	9,1	8,1	10,1	5,27	13,6
PCB 126	2,35	0,182	0,134	0,23	0,09	0,31
PCB 187	135	121	110	132	71,5	178
PCB 183	44,6	38	36,2	39,8	23,5	53,7
PCB 174	23,4	25,2	25,1	25,3	16,3	34,2
PCB 177	25,9	28,6	27,4	29,8	17,8	40,2
PCB 156	13	11,4	10,5	12,3	6,83	16,6
PCB 157	4,26	3,27	2,6	3,94	1,69	5,32
PCB 180	156	138	128	148	83,2	200
PCB 169	0,11	0,158	0,117	0,199	0,08	0,27
PCB 170	55,71	42,6	40,4	44,8	26,3	60,5
PCB 199	102	84,2	76,2	92,2	49,5	124
PCB 195	13,6	14,3	12,1	16,5	7,87	22,3
PCB 194	66,2	53,5	48,3	58,7	31,4	79,2
PCB 206	65,1	44,9	40,7	49,1	26,5	66,3
PCB 209	23,4	17,2	15,3	19,1	9,95	25,8

3.13. Recuperação do surrogate

O *surrogate* é um composto selecionado que deve ser estável e apresentar similaridade química com os analitos de interesse na amostra, porém deve se distinguir desses analitos e estar ausente na amostra. É utilizado para verificar e corrigir as variações que possam ocorrer ao longo do procedimento de forma a minimizar erros aleatórios e sistemáticos.

O critério de recuperação do padrão *surrogate* foi definido entre 50 e 150%. Para o cálculo dessa recuperação, foi utilizada a relação entre a área do surrogate e o padrão interno (PI).

A recuperação do *surrogate* para o branco, branco fortificado, amostra fortificada e material de referência certificado variou entre 52% e 102% (Tabela 7).

Tabela 7. Percentual de recuperação do surrogate (%) nos brancos, amostras e material de referência certificado que constituem o controle de qualidade do método.

Matriz	Recuperação (%)
Branco	83
Branco fortificado	102
Amostra fortificada	52
Material de referência	63

3.14. Limite de quantificação do método

O limite de quantificação do método (LQM) é definido como a menor concentração do analito de interesse que pode ser determinada com exatidão e precisão aceitáveis estatisticamente (INMETRO, 2011) Para pesticidas organoclorados e PBDEs o LQM foi definido como sendo $0,4 \text{ ng g}^{-1}$ e para PCBs foi de $0,2 \text{ ng g}^{-1}$, por serem os menores pontos de concentração detectados na curva.

3.15. Análise de isótopos estáveis

Dependendo de sua concentração no tecido, os lipídios podem interferir nas análises de isótopos estáveis. Essa interferência pode ser considerada relevante em tecidos nos quais a razão entre isótopos de carbono e isótopos de nitrogênio (C:N) é maior que 3,5 (POST *et al.*, 2007). Com base nesse valor, considerou-se alta a razão C:N das amostras de fígado do

presente trabalho, pois escolhendo-se uma das amostras aleatoriamente para ser utilizada como teste foi obtido um valor maior que 3,5, sendo necessária a extração das subamostras antes da análise isotópica de carbono.

Previamente às análises dos isótopos estáveis, cada uma das amostras de fígado foi liofilizada e macerada. Dessas amostras foram retiradas subamostras que foram submetidas à extração de lipídios.

A extração de lipídios foi baseada no procedimento descrito por COLABUONO (2011). As subamostras foram embaladas individualmente em envelopes de papel filtro e submetidas à extração por ultrassom (Branson 2210, Branson Ultrasonics Corporation) durante uma hora, utilizando-se 400 ml de clorofórmio e metanol (2:1, v:v). Este procedimento foi repetido por duas vezes. Após a extração, os envelopes contendo as amostras foram lavados com a mistura de clorofórmio e metanol (2:1, v:v) e depois em água corrente. Logo após foram secos em estufa por 24 h a aproximadamente 40°C.

A análise de isótopos estáveis foi realizada em analisador elementar (Costec Instruments Elemental Combustion System) acoplado ao detector de espectrometria de massas com razão isotópica (EA-IRMS, Thermo Scientific Delta V Advantage). A massa utilizada em cada análise foi de 0,6 mg de tecido colocado em uma cápsula de estanho para leitura no equipamento. As razões isotópicas de nitrogênio e carbono foram expressas em ‰, de acordo com a seguinte equação:

$$\delta X = [(R_{amostra} / R_{padr\tilde{a}o}) - 1] \times 100$$

Onde X (‰) é ^{13}C ou ^{15}N e R representa a razão isotópica $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ou $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$ da amostra ($R_{amostra}$) e do padrão ($R_{padr\tilde{a}o}$). A calibração para as análises isotópicas de carbono e nitrogênio total foi feita através de padrões certificados com valores isotópicos já conhecidos: USGS-40/VPBD para carbono e IAEA-600/N2 para nitrogênio.

Como controle, a cada 40 amostras foram intercaladas duas cápsulas de estanho contendo 1,0 mg dos padrões certificados (USGS-40 e IAEA-600), uma cápsula contendo 1,5 mg do padrão interno LECO (solo) e duas cápsulas vazias que foram utilizadas como branco do método.

3.16. Análise dos dados

Os resultados das concentrações de POPs em cada amostra foram expressos em massa úmida, por ser a unidade de medida mais usada em estudos referentes às concentrações desses poluentes (KELLER, 2013), além de possuírem maior relevância toxicológica que as

concentrações em peso lipídico (HENRIKSEN *et al.*, 1996). Os resultados obtidos foram separados em dois grupos, referentes ao estado em que as amostras foram coletadas, sendo 31 do Rio de Janeiro (RJ) e 18 do Espírito Santo (ES), para verificar possíveis diferenças entre os dados obtidos nas duas regiões tanto para as concentrações dos POPs quanto para os valores referentes às razões isotópicas de nitrogênio e carbono em cada amostra.

O teste de Mann-Whitney, com nível de significância de 5 %, foi utilizado para comparar os dados nos dois grupos de amostras (RJ e ES). Para analisar as diferentes variáveis que podem ter influenciado os resultados obtidos, optou-se por utilizar a Análise de Componentes Principais (PCA). O PCA é uma análise estatística multivariada usada para simplificar a apresentação dos dados e suas possíveis correlações, transformando o conjunto de variáveis a serem analisadas em um conjunto menor de variáveis de mesma dimensão, com a menor perda possível de informação. Os dados biométricos utilizados foram obtidos pela plataforma SIMBA da Petrobras e se encontram no Anexo 1. As concentrações dos compostos e as razões isotópicas para cada amostra se encontram nos Anexos 2 e 3. Adicionalmente, as variáveis também foram analisadas par a par e os gráficos dessas análises se encontram no Anexo 4. As análises estatísticas foram realizadas usando os *software* PAST 4.0.3 e Jamovi 1.6.8.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Poluentes orgânicos persistentes (POPs)

4.1.1. Pesticidas organoclorados (POCs) e éteres difenílicos polibromados (PBDEs)

Em ambos os estados, o composto γ -HCH foi o único pesticida organoclorado detectado em concentração acima do limite de quantificação. Esse pesticida foi encontrado em 87% das amostras do Rio de Janeiro e em 94% das amostras do Espírito Santo. Sua concentração, em massa úmida, variou entre $<0,4$ e $6,54 \text{ ng g}^{-1}$ (RJ) e $<0,4$ e $7,68 \text{ ng g}^{-1}$ (ES). As medianas encontradas para as duas regiões foram próximas, sendo no valor de $1,57 \text{ ng g}^{-1}$ para as amostras do RJ e $1,45 \text{ ng g}^{-1}$ para as amostras do ES. Alguns poucos valores discrepantes foram observados em ambas as regiões (Fig. 16). Excluindo esses valores, pode-se afirmar que a maioria das concentrações das amostras variou de $<0,4$ a $3,56 \text{ ng g}^{-1}$ no RJ e $<0,4$ a $3,39 \text{ ng g}^{-1}$ no ES. Apenas observando o gráfico, pode-se notar que as concentrações não variaram muito entre as duas regiões, mas para confirmar foi aplicado o teste de Mann-

Whitney ($U=263$; $p=0,748$), que verifica se a diferença entre as medianas nos dois grupos de amostras é significativa. Como o valor de p foi maior que 0,05, pode-se afirmar que não houve diferença significativa entre as duas regiões.

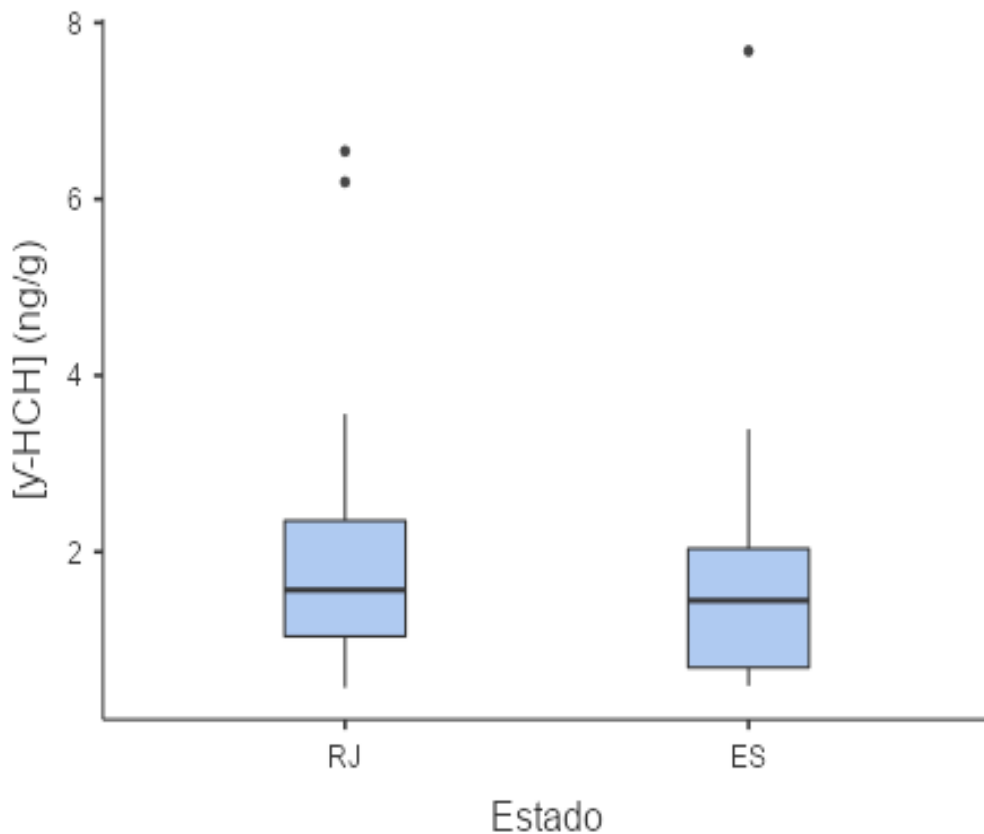


Figura 16. Concentrações, em ng g^{-1} de massa úmida, de γ -HCH nos estados do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) representadas em *boxplot*.

No Brasil, apenas um estudo encontrou concentrações acima do limite de quantificação para os pesticidas organoclorados. SÁNCHEZ-SARMIENTO *et al.* (2017) analisaram amostras de fígado de *Chelonia mydas* na região Sudeste (Ubatuba e Praia Grande, SP; e Vitória, ES) e encontraram concentrações acima do limite de quantificação, principalmente para o p,p'-DDE, mirex, clordanos e HCHs (α -HCH, β -HCH).

Em estudos de outros países, o γ -HCH foi detectado em diferentes tecidos de tartarugas-verdes. GARDNER *et al.* (2003) encontraram concentrações de γ -HCH que

variaram entre <LQM até 11,5 ng g⁻¹ de massa úmida em amostras de fígado. No tecido adiposo, os valores foram similares (<LQM a 11,9 ng g⁻¹ de massa úmida) e para outros tecidos, como músculo e rim, os valores foram um pouco menores, variando de <LQM a 9,7 ng g⁻¹ de massa úmida, para os dois tecidos. VAN DE MERWE *et al.* (2010b) observaram concentrações bem menores em amostras de ovos e no sangue de fêmeas adultas e filhotes (0,137 a 0,208 ng g⁻¹ de massa úmida, 0,231 a 0,899 ng g⁻¹ de massa úmida, 0,6343 a 1,2562 ng g⁻¹ massa úmida, respectivamente). YAGHMOUR *et al.* (2020) encontraram, em média, uma concentração bem maior na soma de pesticidas organoclorados em amostras de fígado, incluindo juvenis, subadultos e adultos (563,53 ± 295,13 ng g⁻¹ de massa úmida) e concentrações bem menores para músculo (4,53 ± 4,53 ng g⁻¹ de massa úmida). Alguns estudos, além do γ -HCH, também detectaram α -HCH e β -HCH (MALARVANNAN *et al.*, 2011; YAGHMOUR *et al.*, 2020).

Com relação aos DDTs, em vários estudos, o contaminante geralmente detectado em maior frequência foi o p,p'-DDE (BARRAZA *et al.*, 2020; CLUKEY *et al.*, 2018; GARCIA-BESNÉ *et al.*, 2015; KELLER *et al.*, 2014; MALARVANNAN *et al.*, 2011; SÁNCHEZ-SARMIENTO *et al.*, 2017; YAGHMOUR *et al.*, 2020). GARCIA-BESNÉ *et al.* (2015) detectou também o p,p'-DDD e p,p' - DDT. Alguns estudos detectaram o mirex em maiores concentrações em tartarugas-verdes quando comparadas com outras espécies de tartarugas marinhas (CLUKEY *et al.*, 2018; GARCIA-BESNÉ *et al.*, 2015). GARDNER *et al.* (2003) encontraram o heptacloro epóxido como o composto mais prevalente. O HCB foi detectado em dois dos estudos analisados (GARDNER *et al.*, 2003; MALARVANNAN *et al.*, 2011).

Quanto aos PBDEs, não foram observadas concentrações acima do limite de quantificação em nenhuma amostra. BARRAZA *et al.* (2020) também não detectaram PBDEs acima do limite de quantificação. Em alguns estudos, foram detectados em baixas concentrações (CLUKEY *et al.*, 2018; KOMOROSKE *et al.*, 2011). O PBDE 47 é o congêneres mais comumente encontrado em tartarugas marinhas (VAN DE MERWE *et al.*, 2010b; KELLER *et al.*, 2014; KOMOROSKE *et al.*, 2011; MALARVANNAN *et al.*, 2011).

4.1.2. Bifenilos policlorados (PCBs)

Os PCBs ocorreram em 100% das amostras, tanto no RJ quanto no ES, variando na composição de congêneres entre elas. As concentrações de PCBs totais, em massa úmida, foram de 2,15 a 102,75 ng g⁻¹ (RJ) e 2,58 a 83,52 ng g⁻¹ (ES). A mediana foi de 7,56 ng g⁻¹ para as amostras coletadas no RJ e 5,96 ng g⁻¹ para aquelas coletadas no ES. Observa-se que

apesar da elevada amplitude dos dados, temos alguns valores discrepantes nas duas regiões, ocorrendo em maior quantidade no RJ (Fig. 17). Desconsiderando esses valores, pode-se afirmar que a maioria das amostras no RJ variou entre 1,33 e 16,94 ng g⁻¹ e no ES variaram entre 2,58 a 23 ng g⁻¹. Embora os valores tenham apresentado uma variação maior no ES e uma quantidade maior de valores discrepantes no RJ, ao aplicar o teste de Mann-Whitney (U=261, p=0,719), não foi encontrada uma diferença significativa entre os dois grupos de amostras.

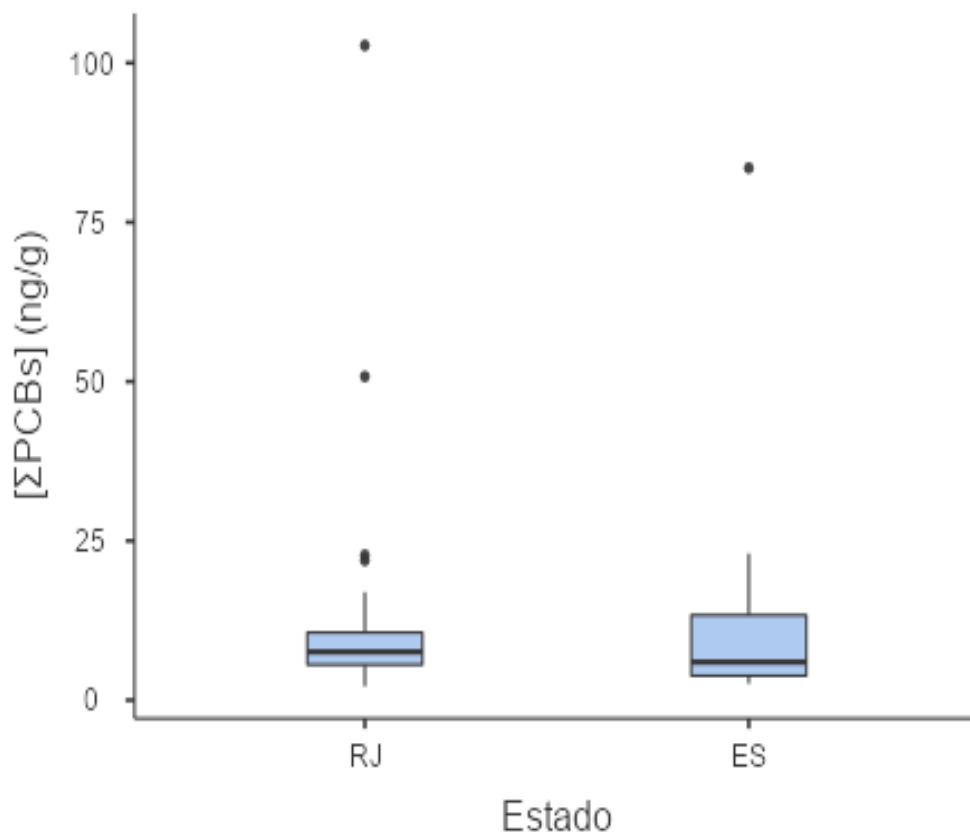


Figura 17. Concentrações, em ng g⁻¹ de massa úmida, de PCBs nos estados do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) representadas em *boxplot*.

No geral, os PCBs são os compostos mais comumente encontrados em estudos de análise de POPs em tartarugas marinhas (KELLER, 2013). DA SILVA *et al.* (2016) analisaram POPs na região Sudeste, em Ubatuba (SP), em diferentes tecidos de juvenis de tartaruga-verde. Os autores encontraram concentrações próximas a do presente estudo nas amostras de fígado (<1,6 a 17,4 ng g⁻¹ de massa úmida) e concentrações maiores em amostras de gordura e rim (<1,6 a 48,9 ng g⁻¹ de massa úmida e <1,6 a 37,7 ng g⁻¹ de massa úmida, respectivamente). GARDNER *et al.* (2003) também observaram essa tendência para

tartarugas-verde de Baja Califórnia, no México, com concentrações maiores em amostras de fígado (<LQM a 44,7 ng g⁻¹ de massa úmida) e gordura (<LQM a 49,5 ng g⁻¹ de massa úmida) e concentrações menores no rim (<LQM a 15,9 ng g⁻¹ de massa úmida) e no músculo (<LQM a 14,4 ng g⁻¹ de massa úmida). Entretanto, em CLUKEY *et al.* (2018), no Oceano Pacífico, as concentrações foram menores, em média, para amostras de gordura em juvenis de tartaruga-verde (2,71 ± 2,80 ng g⁻¹ de massa úmida). MALARVANNAN *et al.* (2011) também encontraram concentrações menores que a do presente estudo no fígado de juvenis de *Chelonia mydas* no Japão (0,04 a 0,92 ng g⁻¹ de massa úmida). Concentrações maiores foram observadas por ÓROS *et al.* (2009) tanto em fígado (116 ng g⁻¹ de massa úmida) quanto gordura (144 ng g⁻¹ de massa úmida), porém foi analisada apenas uma tartaruga-verde juvenil. YAGHMOUR *et al.* (2020) não detectaram PCBs em nenhuma das amostras de fígado e músculo de tartarugas-verdes. Em estudos que analisaram outros tecidos, as concentrações foram relativamente menores. KOMOROSKE *et al.* (2011) analisaram amostras de sangue e carapaça de juvenis e adultos de tartaruga-verde na região da América do Norte e tiveram concentrações entre <LQM e 1,56 ng g⁻¹ de massa úmida. VAN DE MERWE *et al.* (2010) também encontraram baixas concentrações em ovos (0,393 a 0,839 ng g⁻¹ de massa úmida) e no sangue de fêmeas adultas (0,3164 a 1,21 ng g⁻¹ de massa úmida) e filhotes (0,559 a 1,456 ng g⁻¹ de massa úmida) na região da Malásia.

É esperado que *Chelonia mydas* possua concentrações menores de poluentes quando comparadas às outras espécies de tartarugas-marinhas por ser a espécie mais herbívora entre elas (KELLER, 2013). CLUKEY *et al.* (2018) observaram essa tendência, as concentrações em amostras de gordura de adultos de *Lepidochelys olivacea* e *Caretta caretta* foram maiores quando comparadas com juvenis de *Chelonia mydas*. Em RICHARDSON *et al.* (2010), a concentração média de ΣPCBs em tartaruga-verde (10,5 ng g⁻¹ de massa úmida) foi um pouco abaixo das concentrações médias em tartaruga-cabeçuda (18,1 ng g⁻¹ de massa úmida) e oliva (15,2 ng g⁻¹ de massa úmida). GARCIA-BESNÉ *et al.* (2015) não encontraram diferenças significativas entre adultos de *Chelonia mydas* e *Eretmochelys imbricata*, embora as concentrações tenham sido um pouco maiores na tartaruga-de-pente. Em ÓROS *et al.* (2009) também foram observadas maiores concentrações de ΣPCBs para tartaruga-cabeçuda, embora tenha sido amostrado apenas um indivíduo de tartaruga-verde, dificultando a comparação.

No presente estudo, foram analisados 51 congêneres de PCBs, destes, 31 foram detectados em pelo menos uma amostra. Levando-se em conta o grau de cloração, pode-se

afirmar que, em ambas as regiões, houve a predominância de congêneres com quatro e cinco cloros (Fig. 18).

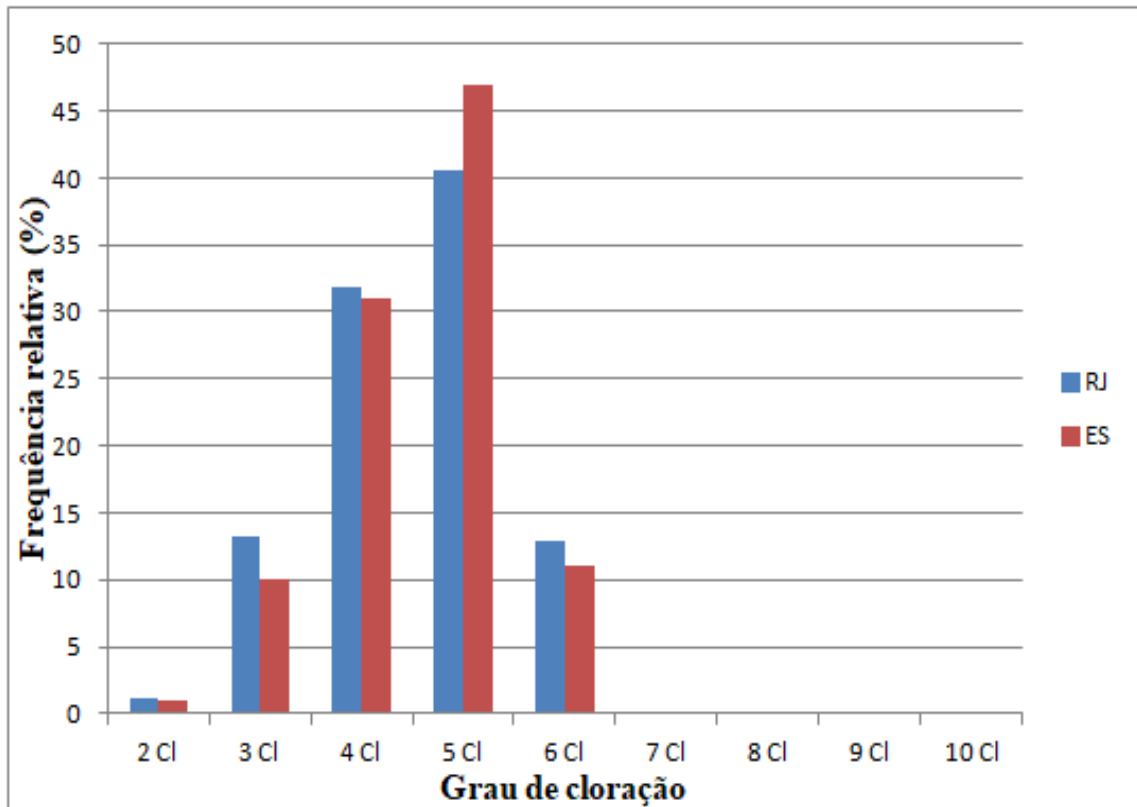


Figura 18. Frequência relativa, em %, dos congêneres de PCBs quanto ao grau de cloração, no Rio de Janeiro e no Espírito Santo.

DA SILVA *et al.* (2016) observaram um padrão semelhante, com a predominância de congêneres tetraclorados, pentaclorados e hexaclorados em amostras de fígado. Em amostras de gordura, além desses congêneres, os autores também encontraram congêneres com sete cloros. ÓROS *et al.* (2009) observaram um padrão semelhante tanto em amostras de fígado e gordura de *Caretta caretta*, com a predominância de congêneres com seis e sete cloros. RICHARDSON *et al.* (2010) também encontraram uma prevalência de congêneres com maior número de cloros em amostras de fígado, tanto de *Chelonia mydas* quanto de *Caretta caretta* e *Lepidochelys olivacea*, sendo os hexaclorados e os pentaclorados predominantes. GARCIA-BESNÉ *et al.* (2015) detectaram congêneres menos clorados em amostras de sangue de tartarugas marinhas. Esse padrão de distribuição de congêneres mais clorados em amostras de fígado e gordura se deve ao fato desses congêneres serem mais lipofílicos, acumulando com

maior facilidade em tecidos ricos em lipídeos (DA SILVA *et al.*, 2016; GARDNER *et al.*, 2003).

Todos os congêneres foram analisados quanto sua frequência relativa na concentração total de PCBs e no número de amostras em que foram detectados. Foi possível observar algumas variações na composição de congêneres nas duas regiões. Porém quanto à concentração, os mais abundantes, nas duas regiões, foram os PCBs 52 (tetraclorado), 101, 95 (pentaclorados), 44 (tetraclorado) e 110 (pentaclorado) (Fig. 19). Com relação à quantidade de amostras em que cada congêneres foi detectado (Fig. 20), dentre os congêneres mais abundantes, os PCBs 52 e 95 aparecem em 100% das amostras, nas duas regiões. Os PCBs 101 e 44 foram detectados em 100% das amostras do ES e em 97% e 94%, respectivamente, das amostras do RJ. O PCB 110 foi o que apresentou uma variação um pouco maior, sendo encontrado em 71% das amostras do RJ e em 61% das amostras do ES. Esse congêneres apesar de ser mais abundante, ocorreu em menor número de amostras comparado com os outros congêneres em maiores concentrações. O oposto aconteceu com o PCB 33 (triclorado), que apesar de ter sido encontrado em 100% das amostras, nas duas regiões, foi detectado em menores concentrações.

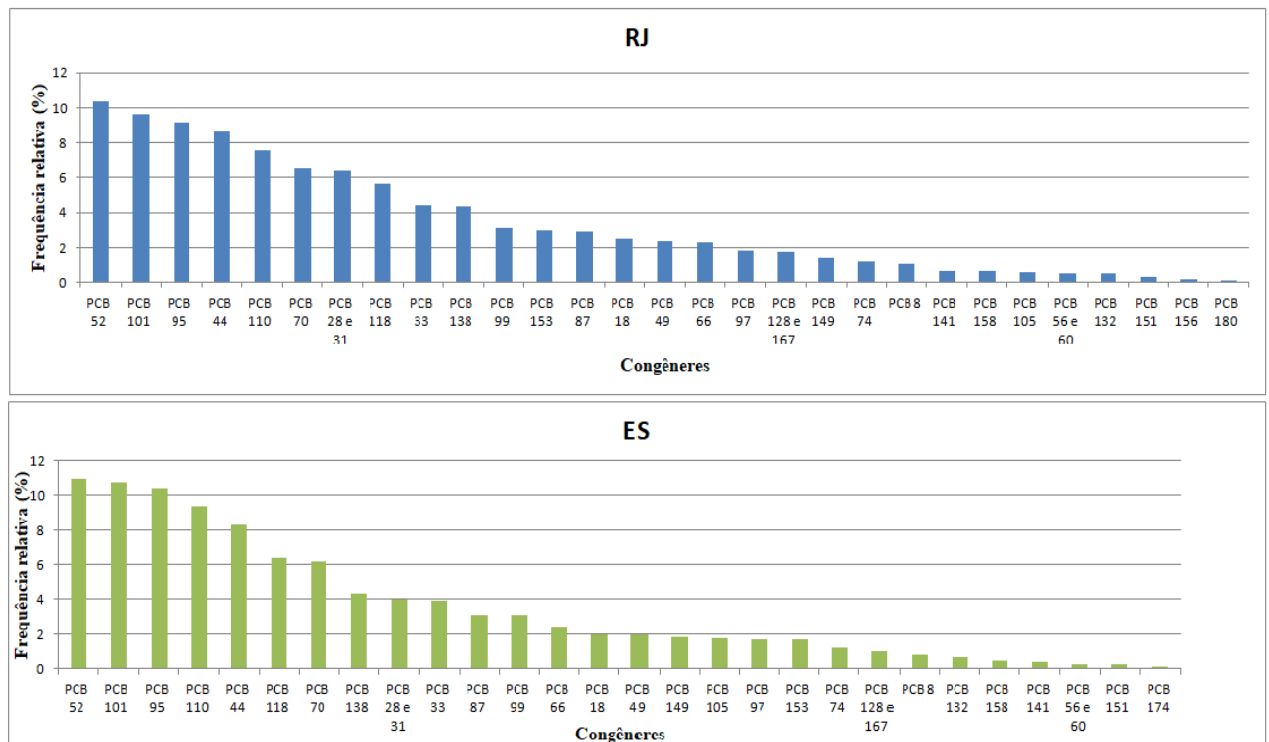


Figura 19. Frequência relativa, em %, de cada congêneres de PCBs nas amostras do Rio de Janeiro e Espírito Santo com relação à concentração total de PCBs.

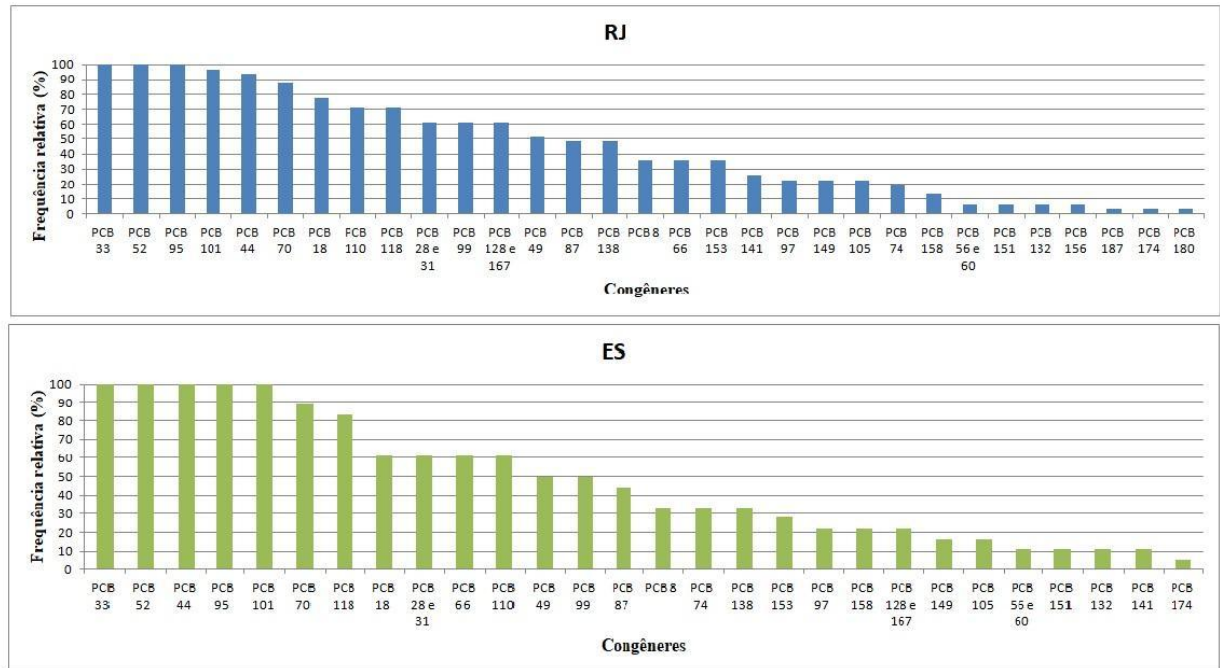


Figura 20. Frequência relativa, em %, de cada congêneres de PCBs nas amostras do Rio de Janeiro e Espírito Santo com relação ao número de amostras em que cada congêneres foi detectado.

Em DA SILVA *et al.* (2016), os congêneres predominantes, tanto nas amostras de fígado quanto nas de gordura e rim, foram: PCBs 52, 44 (tetraclorados) 99, 101, 118 (pentaclorados), 153, 132 e 138 (hexaclorados). Dentre esses congêneres, no presente estudo, os PCB 52, 101, 44 e 118 também apareceram em maiores concentrações e em maior frequência. Os outros congêneres também estão presentes, mas em um menor número de amostras e em menores concentrações. ROSSI (2014) encontrou o PCB 138 como o congêneres predominante em diferentes regiões, tanto no Nordeste quanto no Sudeste do país, em amostras de sangue de *Chelonia mydas*. Os PCBs 153, 28, 118, 101 e 180 também foram detectados em maiores concentrações.

Estudos realizados em outros países observaram uma grande variação na composição de congêneres entre diferentes regiões. Embora haja variações, os congêneres mais comumente encontrados em maior frequência e abundância são os PCBs 153, 138 (heptaclorados) e 180 (octaclorado). Devido ao maior grau de cloração desses congêneres, eles foram predominantes em amostras de fígado e gordura (ÓROS *et al.*, 2009; RICHARDSON *et al.*, 2010; CLUKEY *et al.*, 2018). Porém, também foram detectados em maiores concentrações em outros tecidos como sangue e ovos (VAN DE MERWE *et al.*, 2010b; KELLER *et al.*, 2014; GARCIA-BESNÉ *et al.*, 2015; BARRAZA *et al.*, 2020). Esses

congêneres foram detectados no presente estudo, embora em concentrações menores e em menor frequência nas amostras. KELLER *et al.* (2014) também detectaram outros congêneres mais clorados, como os PCBs 99, 118, 105 (pentaclorados), 132 (hexaclorado), 193, 170 e 187 (heptaclorados), no plasma sanguíneo de tartarugas-verdes, contrariando a tendência esperada. O PCB 118 também foi detectado em ovos de *Chelonia mydas*, em maiores concentrações (GARCIA-BESNÉ *et al.*, 2015). VAN DE MERWE *et al.* (2010b) também detectaram congêneres mais clorados em amostras de ovos e no sangue de filhotes e fêmeas adultas de tartaruga-verde. Os PCBs 52 e 101, que foram os congêneres mais abundantes no presente estudo, foram detectados em tartarugas-verdes apenas em ÓROS *et al.* (2009), RICHARDSON *et al.* (2010) e GARCIA-BESNÉ *et al.* (2015), mas em baixas concentrações. GARDNER *et al.* (2003) detectou apenas o PCB 52.

Segundo GARDNER *et al.* (2003), é esperado que congêneres com maior grau de cloração sejam encontrados em tartarugas que acidentalmente consumiram sedimento ao se alimentarem. Isso se deve ao fato de que congêneres mais clorados são mais hidrofóbicos e apresentam uma baixa volatilidade (POLICARPO, 2008), podendo se acumular mais facilmente no sedimento. Congêneres menos clorados podem indicar que a exposição ocorreu no começo do ciclo de vida desses animais, pois são transferidos com maior facilidade da mãe para os ovos, por serem menos lipofílicos (VAN DE MERWE *et al.*, 2010b). Entretanto, mais estudos são necessários para explicar a composição de congêneres nas amostras.

A presença de poluentes nas amostras analisadas pode refletir as condições da região em que a amostra foi coletada. Tanto o litoral do Rio de Janeiro quanto o do Espírito Santo possuem, há alguns anos, um acelerado crescimento urbano incentivado pelo turismo, que é responsável por atrair pessoas de outras regiões (MUEHE & VALENTINI, 1998; ALBINO *et al.*, 2001). Esse grande afluxo de pessoas pode levar a um aumento da poluição local (REIS *et al.*, 2010). O grau de urbanização de cada região pode interferir no grau de contaminação de cada indivíduo amostrado. Consequentemente, tartarugas-verdes que frequentam áreas costeiras mais urbanizadas estariam mais expostas a poluentes, apresentando uma maior contaminação. Entretanto, no presente estudo, não foi observada uma variação significativa entre as concentrações encontradas e nem entre os compostos detectados nos dois estados (RJ e ES). Sendo assim, apesar de serem regiões industrializadas, os PCBs não estariam relacionados à contaminação local de cada praia devido ao seu grau de urbanização e ao turismo. Por se tratarem de áreas relativamente próximas, a presença dos PCBs pode ser explicada pelo transporte atmosférico. Essas substâncias são capazes de percorrer longas distâncias quando entram em contato com o ar e podem permanecer na atmosfera por

aproximadamente 10 dias (RAHUMAN *et al.*, 2000). A precipitação, por sua vez, pode transportar os compostos presentes na atmosfera até a coluna d'água, sendo a principal fonte de contaminação para águas oceânicas (SCHULZ *et al.*, 1988; AZEVEDO-SILVA *et al.*, 2007). Quando esses poluentes atingem o ambiente marinho, podem contaminar diversos organismos, incluindo as tartarugas marinhas. Elas podem se contaminar pelo contato direto com esses compostos ou pela ingestão de alimentos e resíduos, como plásticos, contaminados. Além disso, devido ao comportamento migratório de *Chelonia mydas*, essa espécie pode estar exposta aos mais diversos tipos de poluentes dependendo das regiões que frequentam.

É preciso ter cautela ao comparar os resultados obtidos com outros estudos, pois nem sempre comparações diretas e precisas são possíveis. Isso se deve, entre outros fatores, a uma não padronização dos métodos de análise dos poluentes e das unidades de medida em que os valores de concentração são expressos; o uso de diferentes tipos de tecido; a sensibilidade do método utilizado; e se os valores são expressos individualmente ou como uma soma de congêneres para cada classe de compostos (GARCIA-BESNÉ *et al.*, 2015). Além disso, nem sempre são analisados os mesmos congêneres e classes de contaminantes e a quantidade de amostras pode ser baixa. As diferenças também podem ocorrer por variações intrínsecas das espécies analisadas, idade, sexo, fatores biológicos e ambientais (KELLER, 2013).

4.2. Isótopos estáveis

Os resultados obtidos para os isótopos estáveis de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) variaram de -21,8 a -14,5 ‰ (RJ) e -21,02 a -14,7 ‰ (ES). As medianas para as duas regiões foram relativamente próximas, sendo de -17,6 ‰ para RJ e -18,5 ‰ para ES. Foi observada a existência de alguns resultados discrepantes nas amostras do RJ (Fig. 21). Excluindo esses dados, pode-se constatar que a maioria das amostras no RJ se encontra na faixa entre -18,29 e -16,31 ‰. Aplicando-se o teste de Mann-Whitney ($U=241$; $p=0,437$), não houve uma diferença significativa entre os valores encontrados nas duas regiões.

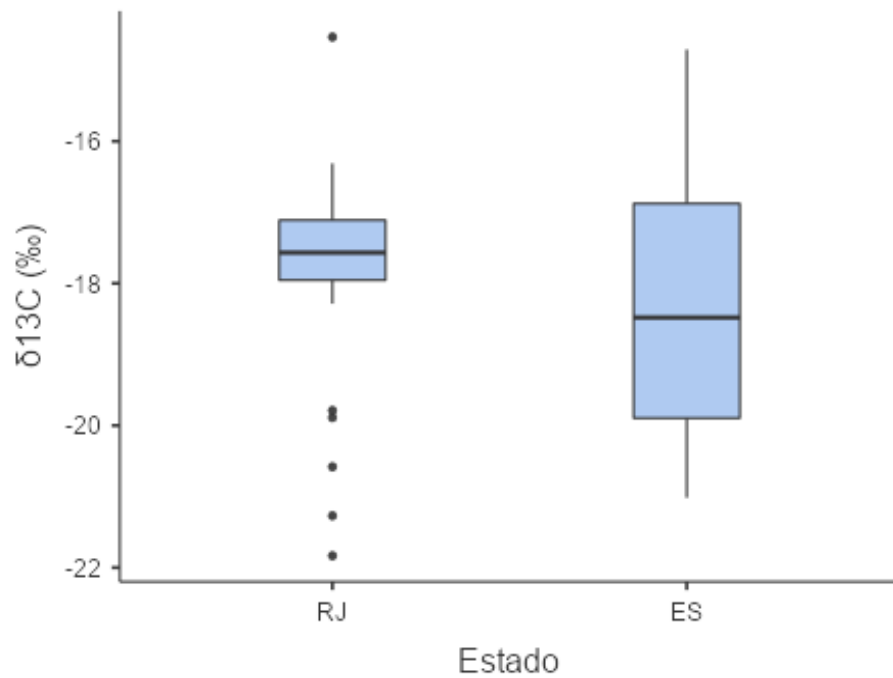


Figura 21. Razões isotópicas de $\delta^{13}\text{C}$, em ‰, nos estados do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) representadas em *boxplot*.

Com relação aos isótopos estáveis de nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$), os resultados obtidos variaram de 8,93 a 12,97 ‰ (RJ) e 5,88 a 13,63 ‰ (ES). As medianas para as duas regiões foram praticamente iguais: 10,7 para RJ e 10,8 para ES. Excluindo os dados discrepantes, em ambas as regiões, a maioria das amostras no RJ se encontra na faixa entre 8,93 e 12,01 ‰ e no ES entre 8,59 e 11,9 ‰. Como as medianas são praticamente iguais nas duas regiões, com apenas um décimo de variação, não foi preciso realizar o teste estatístico para verificar que não há uma variação significativa. Pode-se observar que os valores dos isótopos estáveis de nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$) estão contidos praticamente na mesma faixa de valor entre as duas regiões, com uma menor variação quando comparados aos valores de $\delta^{13}\text{C}$ (Fig. 22).

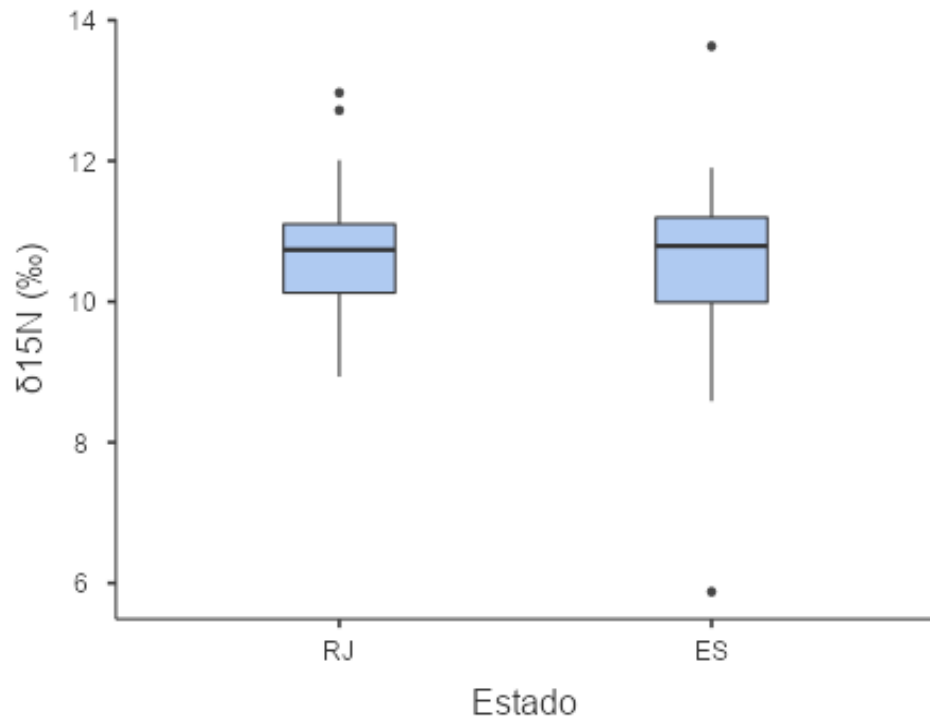


Figura 22. Razões isotópicas de $\delta^{15}\text{N}$, em ‰, nos estados do Rio de Janeiro (RJ) e Espírito Santo (ES) representadas em *boxplot*.

Observando os valores de $\delta^{13}\text{C}$ e de $\delta^{15}\text{N}$ em conjunto, pode se constatar uma maior dispersão nas amostras do ES. No RJ, as amostras parecem estar mais concentradas em um valor mais restrito, entre -18 ‰ e -16 ‰ para os isótopos de carbono e entre 9 ‰ e 12 ‰ para os isótopos de nitrogênio, com algumas exceções (Fig. 23).

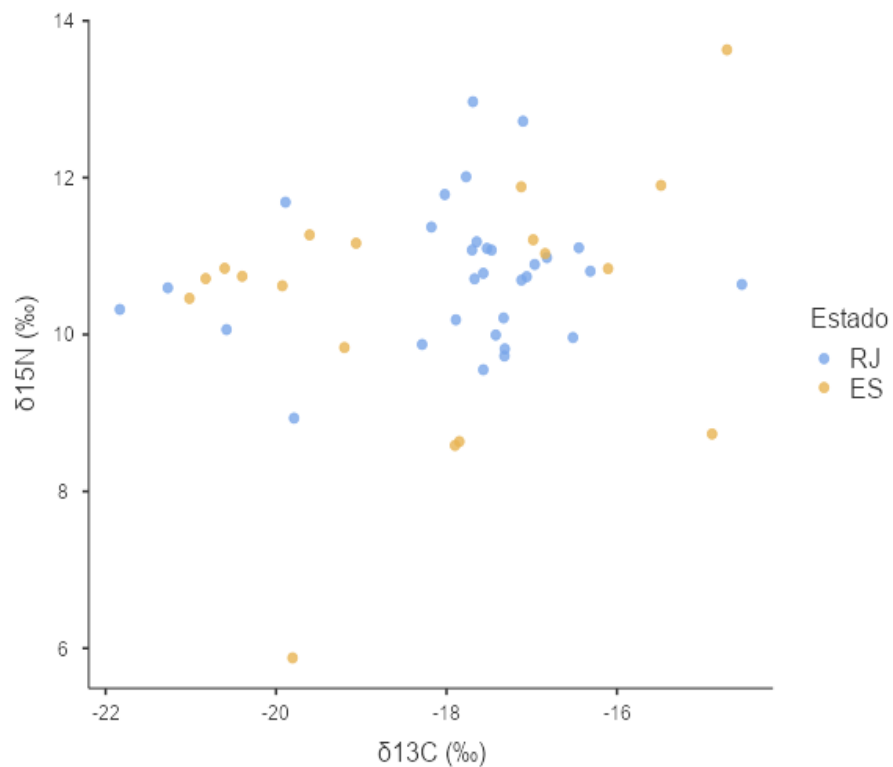


Figura 23. Razões isotópicas de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) e nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$) no fígado de *Chelonia mydas* nos estados de Rio de Janeiro (RJ), representados em azul, e Espírito Santo (ES), em amarelo.

Assim como os POPs, a comparação com outros estudos também deve ser feita com cautela, pois diferentes tecidos coletados de indivíduos da mesma espécie podem apresentar diferentes razões isotópicas (BARRETO, 2018; VANDERKLIFT *et al.*, 2020). Como há uma escassez de estudos que utilizaram fígado como matriz para análise de isótopos estáveis em tartarugas-verdes, optou-se por comparar os resultados obtidos no presente estudo quanto ao intervalo de variação das razões isotópicas e não com relação aos valores absolutos obtidos. Além disso, ambientes distintos podem apresentar diferentes valores de linha de base de isótopos. Ou seja, produtores de um determinado ambiente podem ter valores isotópicos diferentes de produtores de outras regiões, o que afeta os valores encontrados para os consumidores sem refletir, de fato, uma diferença em posições tróficas (HAYWOOD *et al.*, 2019).

Para verificar as possíveis diferenças nas razões isotópicas entre as duas regiões (Rio de Janeiro e Espírito Santo), foram calculados os valores de amplitude trófica e do grau de variabilidade de recursos alimentares consumidos das tartarugas amostradas nas duas regiões. Em DI BENEDETTO *et al.* (2017), o valor de amplitude trófica é definido pela distância entre

o valor máximo e o valor mínimo de $\delta^{15}\text{N}$. Um valor mais elevado indica que a espécie pode ocupar mais de uma posição trófica, sugerindo um hábito onívoro. A variabilidade de recursos alimentares é definida pelos autores como a distância entre o valor máximo e o valor mínimo de $\delta^{13}\text{C}$. Quanto maior o valor, maior é a variabilidade de fontes alimentares da espécie.

Para os valores do presente estudo, a amplitude trófica para os indivíduos do RJ foi de 4,03 e para o ES foi de 7,05. Essa grande variação é devido à presença de valores discrepantes nas duas regiões. Excluindo esses valores, obteve-se 3,08 e 3,31 de amplitude trófica para o RJ e ES, respectivamente. Isso pode significar que a maioria dos indivíduos amostrados ocupam posições tróficas semelhantes nas duas regiões, embora haja algumas variações individuais. Quanto à variabilidade de recursos alimentares, foi encontrado o valor de 7,3 para as amostras do RJ e 6,32 para as amostras do ES. É possível inferir que nas duas regiões, os animais possuem uma grande variedade de fontes alimentares. Tartarugas-verdes podem migrar por longas distâncias (GALLO *et al.*, 2006), mas também podem permanecer em uma mesma área como residentes de longa duração quando recursos alimentares estão disponíveis, possuindo uma alta fidelidade às áreas de forrageamento (VANDER ZANDEN *et al.*, 2013; SHIMADA *et al.*, 2020). Como cada área utilizada pelas tartarugas pode diferir nos recursos alimentares disponíveis, os valores de isótopos estáveis de carbono também podem variar entre indivíduos que permanecem mais tempo em diferentes áreas de alimentação, pois a fonte de recursos em cada habitat se mantém similar ao longo do tempo (BARRETO, 2018). Essa variação nos recursos alimentares disponíveis entre diferentes regiões pode explicar a maior amplitude observada nas razões isotópicas de carbono desses animais.

DI BENEDITTO *et al.* (2017) encontraram diferenças entre regiões dentro do estado do Rio de Janeiro. Os valores de amplitude trófica foram de 3 para as amostras de Búzios, 2,1 para as de Cabo Frio e 4,3 para as de Arraial do Cabo. Quanto à variabilidade de fontes alimentares, os autores encontraram os seguintes valores: 8,4 para as amostras de Búzios, 4,3 para as de Cabo Frio e 6,0 para as de Arraial do Cabo. Foi observada uma baixa amplitude trófica para as tartarugas de Cabo Frio, o que reflete um maior grau de herbivoria para essas tartarugas quando comparadas às outras regiões. O menor valor quanto à variabilidade de fontes alimentares para as tartarugas de Cabo Frio também corrobora com essa hipótese. Para as amostras do presente estudo, os valores da amplitude trófica foram de 2,28 para as tartarugas de Cabo Frio e 3,42 para as de Arraial do Cabo, refletindo também a menor amplitude trófica das tartarugas de Cabo Frio. Quanto à variabilidade de recursos alimentares, foi encontrado o valor de 3,24 para as tartarugas de Cabo Frio e 4,77 para as de Arraial do Cabo. Embora os valores tenham sido abaixo do encontrado por DI BENEDITTO *et al.*

(2017), as tartarugas de Cabo Frio ainda possuem os menores valores, evidenciando a mesma tendência encontrada pelos autores. Não foi possível verificar essa diferença entre os outros municípios abrangidos pelas duas regiões de estudo por causa do baixo n amostral, mas devido à grande variação encontrada nos dois estados, pode-se supor que deve haver variações individuais quanto o grau de herbivoria entre tartarugas que se alimentam em diferentes localidades, mesmo que sejam próximas.

A tartaruga-verde é conhecida por ser a mais herbívora das espécies de tartarugas quando adulta, portanto é de se esperar valores menores de $\delta^{15}\text{N}$ comparados com as outras espécies. Entretanto, alguns estudos mostraram que a mudança para uma dieta mais herbívora em adultos de *Chelonia mydas* pode ocorrer de forma gradual e não tão abrupta quanto se supunha (CARMAN *et al.*, 2012; MORAIS *et al.*, 2014). Inclusive, outros estudos demonstraram um componente carnívoro significativo em suas dietas, não sendo obrigatoriamente herbívoras (BUGONI *et al.*, 2003; AMOROCHO & REINA, 2007; BURKHOLDER *et al.*, 2011; VELÉZ-RUBIO *et al.*, 2016). Sendo assim, a tartaruga-verde pode ser considerada uma espécie oportunista, que se alimenta de acordo com a disponibilidade de alimento em cada ambiente e pode se alimentar em diversas áreas de forrageamento (SANTOS *et al.*, 2015). Entretanto, a relação entre preferência alimentar e disponibilidade de alimento para as tartarugas-verdes ainda não é bem entendida, pois outros fatores podem influenciar (DI BENEDITTO *et al.*, 2017).

Análises de conteúdo estomacal de juvenis de tartaruga-verde na região, em estudos anteriores, mostraram que elas se alimentam principalmente de macroalgas e grama marinha, embora estejam presentes outros itens alimentares em menor frequência, como peixes e moluscos (AWABDI *et al.*, 2013b; SANTOS *et al.*, 2011). Apesar de haver uma preferência por macroalgas, há uma variação nas espécies consumidas entre as regiões. AWABDI *et al.* (2013) encontraram pelo menos 37 espécies de macroalgas em conteúdo estomacal de tartarugas-verdes no Rio de Janeiro, sendo *Sargassum vulgare* (alga parda), *Ulva lactuca*, *Codium sp.* (algas verdes), *Gelidiella acerosa*, *Pterocliadiella capillacea*, *Cryptonemia seminervis*, *Gracilaria sp.* e *Hypnea musciformis* (algas vermelhas) as mais frequentes. Os autores também encontraram, em menor frequência, algumas presas animais de peixes teleósteos, como *Trichiurus lepturus* e *Paralanchurus brasiliensis*, e o molusco *Histioteuthis corona corona*. Na região do Espírito Santo, foi encontrada uma diferente composição de espécies, com a predominância de algas verdes como a *Ulva spp.* e diferentes espécies de algas vermelhas (*Halymenia floresii*, *Hypnea musciformis*, *Gelidium floridanum* foram as mais frequentes), bem como grama marinha (*Halodule wrightii*) (SANTOS *et al.*, 2011).

Outros estudos também encontraram uma prevalência de várias espécies de algas e grama marinha nos conteúdos estomacais de tartarugas-verdes realizados em diferentes regiões do Brasil (NAKASHIMA, 2008; REISSER *et al.*, 2013; ROMANINI, 2014; BEZERRA *et al.*, 2015) e em outros países (ARTHUR *et al.*, 2009; LÓPEZ-MENDILAHARSU *et al.*, 2005; STOKES *et al.*, 2019; VANDERKLIFT *et al.*, 2020). Nesses estudos em que as tartarugas tiveram uma dieta mais herbívora, o consumo preferencial de algas ou grama marinha variou conforme sua disponibilidade no ambiente e, principalmente, em regiões estuarinas, houve também o consumo de plantas terrestres (ESTEBAN *et al.*, 2020). Em regiões onde há uma baixa disponibilidade de matéria vegetal, mas há uma abundância de presas animais, as tartarugas tendem a ter uma preferência por essas presas (AMOROCHO & REINA, 2007; ROMANINI, 2014).

Levando-se em consideração o conteúdo estomacal analisado por AWABDI *et al.* (2013), DI BENEDITTO *et al.* (2017) verificaram as razões isotópicas de carbono e nitrogênio em cada item alimentar e em amostras de músculo de juvenis de tartaruga-verde na mesma região. Os autores compararam os valores isotópicos encontrados nas presas e nas tartarugas para uma melhor avaliação quanto à posição trófica ocupada por elas. No geral, os valores médios de $\delta^{15}\text{N}$ em macroalgas foram menores que os encontrados para os juvenis de *Chelonia mydas*, enquanto todas as presas animais possuíram valores maiores. Já os valores médios de $\delta^{13}\text{C}$ variaram consideravelmente entre as espécies de macroalgas e para as presas animais os valores foram mais próximos aos das tartarugas. BEZERRA *et al.* (2015) encontraram a mesma tendência para as razões isotópicas em tartarugas da região nordeste, nos estados do Ceará e da Bahia, com o consumo de algas sendo mais predominante que as presas animais.

Supõe-se que o nível de herbivoria seja elevado na região, embora ainda sejam ingeridas algumas presas animais em menor frequência. Entretanto, como não foram coletadas as presas ingeridas pelas tartarugas amostradas nas diferentes regiões nem analisados seus isótopos estáveis no presente estudo, isso é apenas uma suposição baseada em estudos anteriores. O que se pode afirmar é que existe uma variação individual na contribuição de matéria vegetal para a dieta, devido às variações observadas entre os valores de $\delta^{15}\text{N}$. Sendo assim, a variação isotópica em juvenis de tartaruga-verde pode ser consequência de diferenças na dieta que surgem à medida que os animais vão se adaptando a um novo ecossistema ao serem recrutados para as áreas de alimentação e aos recursos alimentares disponíveis (VANDER ZANDEN *et al.*, 2013). Essa mudança ontogenética de uma dieta mais carnívora para uma dieta mais herbívora nos habitats de forrageamento pode variar (CARMAN *et al.*

2012, MORAIS *et al.*, 2014) levando a diferenças individuais quanto a ingestão e assimilação de matéria vegetal e animal, o que pode influenciar os valores de nitrogênio (VANDER ZANDEN *et al.*, 2013). Essa variação também pode ser explicada pelo fato de elas se alimentarem de diferentes espécies de algas e cada espécie possuir uma contribuição diferente ao valor de isótopos de nitrogênio. Sendo assim, um indivíduo que se alimenta mais de uma espécie de alga pode ter valores diferentes quando comparado a um indivíduo que se alimentou mais de outra espécie. A variação também pode indicar que apesar de uma tendência à herbivoria, elas possuem uma dieta mais onívora, o que é esperado por se tratar de indivíduos juvenis, fase em que passam por um período de mudanças de hábitos alimentares, indo de uma dieta mais carnívora para uma mais herbívora (NAKASHIMA, 2008). A contribuição de presas animais parece ser mais elevada em regiões de baixas temperaturas, onde há uma menor disponibilidade de algas. Além disso, por serem animais ectotérmicos, a digestão de itens vegetais pode ser dificultada em regiões mais frias, levando a um maior consumo de presas animais nessas regiões (SANTOS *et al.*, 2015).

Outros fatores, como competição intraespecífica, profundidade da água, tipo de substrato, intervalo de marés que influenciam o acesso aos bancos costeiros de macroalgas e a presença de predadores nas áreas de forrageamento também podem influenciar na estratégia alimentar das tartarugas (ESTEBAN *et al.*, 2020; RUSSELL & BALAZS, 2009).

MONZÓN-ARGUELLO *et al.* (2018) encontraram resultados diferentes para juvenis de tartaruga-verde da região Ilhas Canárias, na Espanha, sendo mais enriquecidos em isótopos de carbono e mais empobrecidos em isótopos de nitrogênio. Segundo os autores, esse padrão indica uma dieta onívora com maior contribuição de presas animais. Foi o oposto do encontrado no presente estudo, em que as tartarugas tiveram valores similares de $\delta^{15}\text{N}$, mas valores menores de $\delta^{13}\text{C}$ quando comparados aos encontrados por MONZÓN-ARGUELLO *et al.* (2018). No mesmo estudo, os autores verificaram que as tartarugas da região se alimentam frequentemente de presas animais em pontos de mergulho e portos devido à presença de turistas na região que alimentam as tartarugas marinhas. Portanto, a interferência humana também pode ser outro fator que exerce influência na alimentação desses animais.

A elevada diversidade e disponibilidade de macroalgas na área de estudo parecem favorecer o maior nível de herbivoria dos juvenis de tartarugas marinhas (DI BENEDETTO *et al.*, 2017). Essa elevada disponibilidade de macroalgas pode minimizar a competição intraespecífica por alimento localmente, o que também pode contribuir para o elevado nível de herbivoria na região. Entretanto, são necessários mais estudos analisando os isótopos estáveis dos itens alimentares e de juvenis de *Chelonia mydas* para chegar a uma conclusão

sobre o grau de herbivoria dos animais que se alimentam na região, bem como a análise integrada de outros fatores que também podem influenciar no hábito alimentar dessa espécie.

4.3. Correlação entre as variáveis

O teste de PCA foi aplicado para analisar possíveis correlações entre as seguintes variáveis: concentrações de poluentes ($[\gamma\text{-HCH}]$ e $[\Sigma\text{PCBs}]$); dados biométricos (comprimento curvilíneo da carapaça (CCC) e massa de cada indivíduo amostrado no momento da necropsia); e razões isotópicas ($\delta^{13}\text{C}$ e $\delta^{15}\text{N}$) (Fig. 24). O CCC foi medido em centímetros (cm) e a massa em quilogramas (kg). No RJ, o CCC, variou de 31,30 a 46,20 cm e a massa, entre 2 e 20 kg. No ES, o CCC variou de 29 a 67 cm e a massa entre 2,05 e 11,85 kg. O teste de PCA agrupa indivíduos segundo a variação de suas características (HONGYU *et al.*, 2016). Sendo assim, indivíduos que possuem variações semelhantes para as variáveis analisadas tendem a se agrupar. Observando o gráfico pode-se verificar que não há um agrupamento entre as amostras, elas se encontram dispersas, indicando que não é possível verificar uma distinção entre as duas regiões e nem entre os sexos. Os componentes principais agrupam todas as variáveis e as que apresentam uma maior correlação são aquelas que melhor representam o conjunto de dados. No componente principal 1 (PC1) destacaram-se as concentrações de $\gamma\text{-HCH}$ e ΣPCBs e no componente principal 2 (PC2), os valores de CCC e de $\delta^{15}\text{N}$ (ver Anexo 5). Entretanto, o padrão observado não indica uma correlação entre essas variáveis.

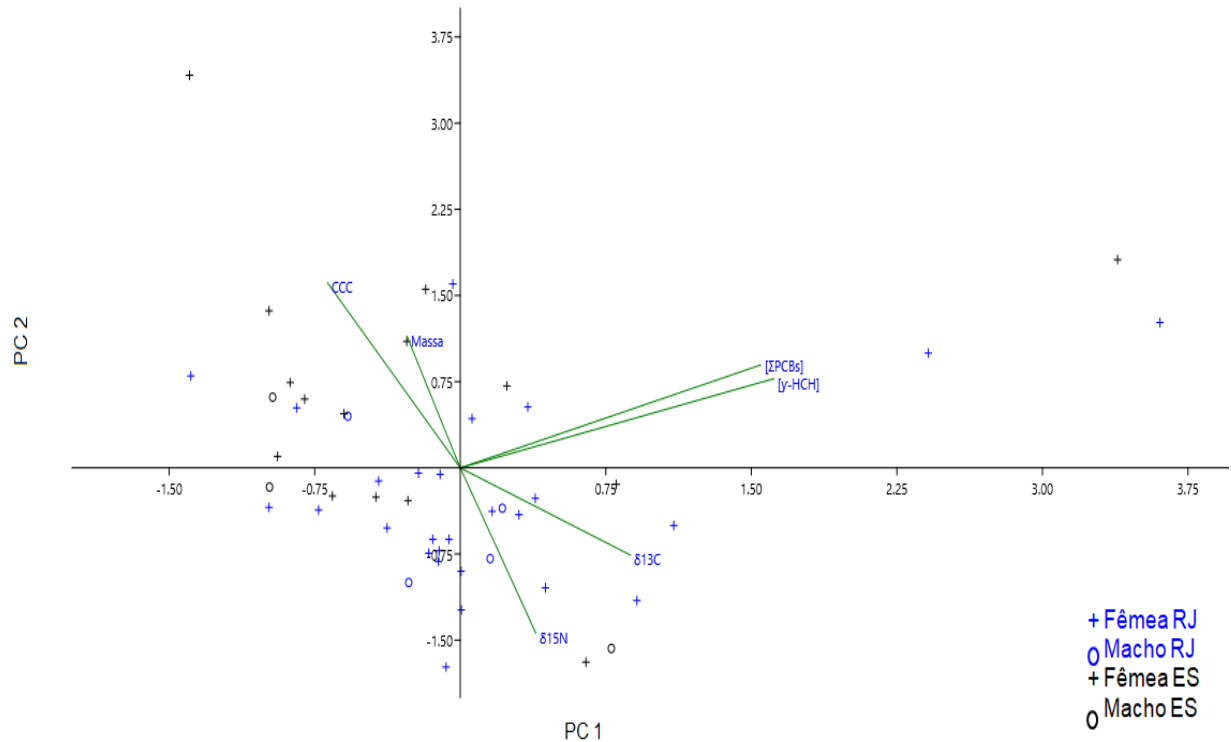


Figura 24. Representação da Análise de Componentes Principais (PCA) evidenciando as possíveis correlações entre as variáveis: concentração de poluentes ($[\gamma\text{-HCH}]$ e $[\Sigma\text{PCBs}]$); dados biométricos (CCC e massa de cada indivíduo amostrado no momento da necropsia); e razões isotópicas de ($\delta^{13}\text{C}$ e $\delta^{15}\text{N}$).

Sabe-se que as concentrações de poluentes em tartarugas marinhas podem variar de acordo com o sexo e a idade. É esperado que indivíduos maiores e mais velhos possuam maiores concentrações de POPs em geral, como foi visto para outras espécies (FINLAYSON *et al.*, 2016). Entretanto, medidas de tamanho, como o comprimento da carapaça, podem não ser tão precisas para estimar a idade do animal. Essas medidas podem variar bastante dependendo de vários fatores, como a quantidade de alimento disponível (KELLER, 2013). Além disso, tartarugas fêmeas podem transferir poluentes para sua ninhada metabolizando reservas de gordura que transferem lipídeos e, conseqüentemente, POPs para seus ovos (MUÑOZ & VERMEIREN, 2019; VAN DE MERWE *et al.*, 2010b). Portanto, fêmeas adultas podem ter uma menor quantidade de poluentes em seus tecidos quando comparadas com machos adultos. Entretanto, durante o estágio juvenil e subadulto não se espera que machos e fêmeas tenham concentrações diferentes (KOMOROSKE *et al.*, 2011; MALARVANNAN *et al.*, 2011). No presente estudo, por se tratarem apenas de juvenis e por ter apenas sete amostras de tecido provenientes de machos, a diferença entre os sexos não foi observada.

Alguns estudos também não encontraram uma correlação entre o tamanho e a concentração de poluentes para tartarugas-verdes (BARRAZA *et al.*, 2020; YAGHMOUR *et al.*, 2020; GARCIA-BESNÉ *et al.*, 2015). Outros estudos, curiosamente, demonstraram uma correlação negativa entre o tamanho do animal e as concentrações de poluentes. Em RICHARDSON *et al.* (2010) foi encontrada uma correlação negativa entre o comprimento da carapaça de tartarugas-verdes e as concentrações de PCBs totais, enquanto KELLER *et al.* (2004) encontraram uma correlação negativa, porém fraca, entre as concentrações de mirex e clordanos e o comprimento em *Lepidochelys kempii* e *Caretta caretta*. Os autores também encontraram uma correlação negativa entre o peso e a concentração de clordanos. Isso pode ter ocorrido devido ao fato das tartarugas marinhas não acumularem os poluentes ao longo de seu crescimento, mas por ocorrer a diluição desses compostos. Em tartarugas-verde isso se deve pela mudança de uma dieta mais onívora quando juvenis para uma dieta mais herbívora quando adultas (BJORNDAL, 1997; GARDNER *et al.*, 2003). Porém, mais estudos são necessários para confirmar essa tendência. No presente estudo, por se tratarem apenas de indivíduos juvenis, essa tendência não foi observada.

A correlação entre as razões isotópicas e as medidas de comprimento curvilíneo da carapaça (CCC) também não foram encontradas em outros estudos (DI BENEDITTO *et al.*, 2017; MONZÓN-ARGUELLO *et al.*, 2018). BARRETO (2018) encontrou uma correlação positiva entre os valores de $\delta^{15}\text{N}$ e o CCC. MORAIS *et al.* (2014) levantaram a hipótese de que tartarugas menores em áreas subtropicais, ingerem relativamente itens mais digestivos, como presas animais, que matéria vegetal devido à redução da eficiência digestiva imposta pela baixa temperatura da água. Sendo assim, tartarugas menores teriam valores maiores de $\delta^{15}\text{N}$. Entretanto, essa correlação não foi observada no presente estudo e nem em BENEDITTO *et al.* (2017).

O estudo de MONZÓN-ARGUELLO *et al.* (2018) foi o único a analisar a correlação entre as concentrações de POPs e os valores de $\delta^{13}\text{C}$ e $\delta^{15}\text{N}$ em tartarugas marinhas e também não apresentou uma correlação significativa. COLABUONO (2011), DIAS (2015) e SILVA (2019) encontraram correlações positivas para algumas espécies de aves marinhas. BEZERRA *et al.* (2015) e DI BENEDITTO *et al.* (2019) não encontraram correlação entre os valores de $\delta^{15}\text{N}$ e a concentração de mercúrio (Hg) no fígado de tartarugas-verdes. Segundo os autores, isso pode ser devido ao fato de todos os indivíduos amostrados serem juvenis, ocupando posições tróficas semelhantes. Por isso, não apresentaram uma diferença significativa nas concentrações. Isso também pode ser aplicado com relação às concentrações

de POPs, porém são necessários mais estudos que analisem a concentração desses poluentes em conjunto com as razões isotópicas para verificar essa tendência.

5. CONCLUSÃO

A ausência de diferenças significativas entre as concentrações encontradas no Rio de Janeiro e Espírito Santo, áreas relativamente bem urbanizadas e industrializadas, e entre os congêneres de PCBs pode significar que a principal forma de poluição ocorre pelo transporte a longa distância desses poluentes via atmosfera e posterior precipitação. O fato do γ -HCH ter sido o único pesticida organoclorado detectado acima do limite de quantificação na maioria das amostras pode ter ocorrido devido às baixas concentrações dos demais compostos no meio marinho, e conseqüentemente na fonte de alimentação das tartarugas, em função da sua baixa hidrofobicidade e ocorrência local. A baixa concentração também pode estar relacionada ao hábito alimentar mais herbívoro de *Chelonia mydas*, embora as razões isotópicas indicaram uma variação individual no grau de herbivoria em juvenis dessa espécie. A ausência de uma correlação significativa entre as concentrações de poluentes e as razões isotópicas com o tamanho e o peso das tartarugas pode estar relacionada ao fato dos indivíduos estudados serem juvenis, ocupando posições tróficas semelhantes apesar das variações individuais encontradas. Apesar das baixas concentrações, a presença de POPs, principalmente PCBs, no fígado das tartarugas marinhas indicam sua exposição a esses compostos. Mais estudos com indivíduos em diferentes estágios do ciclo de vida e com diferentes espécies de tartarugas marinhas são necessários para entender a exposição a que esses animais estão sujeitos e os possíveis efeitos ao longo do tempo.

6. REFERÊNCIAS

ACKERMAN, R. A. The nest environment and the embryonic development of sea turtles. *In*: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 83-106.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Aldrin and Dieldrin**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2002b.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Alpha-, Beta-, Gamma-, and Delta-Hexachlorocyclohexane**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2005a.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Chlordane**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 1994.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Chlordane**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2018.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for DDT, DDE, DDD**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2002a.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Endosulfan**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2015b.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for HCB**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2015a.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Heptachlor and Heptachlor Epoxide**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2005b.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Methoxychlor**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2002c.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Mirex and Chlordecone**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 1995.

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASES REGISTRY (ATSDR). **Toxicological profile for Polychlorinated Biphenyls (PCBs)**. Atlanta: Division of Toxicology/Toxicology Information Branch, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, 2000.

AGUIRRE, A. A. *et al.* Organic contaminants and trace-metals in the tissues of green turtles (*Chelonia mydas*) afflicted with fibropapillomas in the Hawaiian Islands. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 28, n. 2, p. 109-114, Feb. 1994.

ALBINO, J.; PAIVA, D. S.; MACHADO, G. M. Geomorfologia, tipologia, vulnerabilidade erosiva e ocupação urbana das praias do litoral do Espírito Santo, Brasil. **Geografares**, Vitória, n. 2, 1 jun. 2001.

ALHARBI, O. M. L. *et al.* Health and environmental effects of persistent organic pollutants. **Journal of Molecular Liquids**, Amsterdam, v. 263, p. 442-453, 1 Aug. 2018.

ALMEIDA, A. P. *et al.* Avaliação do estado de conservação da tartaruga marinha *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) no Brasil. **Biodiversidade Brasileira**, Brasília, DF, ano 1, n. 1, p. 12-19, abr. 2011.

ALMEIDA, F. V. *et al.* Substâncias tóxicas persistentes (STP) no Brasil. **Química Nova**, São Paulo, v. 30, n. 8, p. 1976-1985, 2007.

AMOROCHO, D. F.; REINA, R. D. Feeding ecology of the East Pacific green sea turtle *Chelonia mydas agassizii* at Gorgona National Park, Colombia. **Endangered Species Research**, Oldendorf, v. 3, n. 1, p. 43-51, 2007.

ARBELI, Z. Biodegradación de compuestos orgánicos persistentes (COP): I. El caso de los bifenilos policlorados (PCB). **Acta Biológica Colombiana**, Bogotá, v. 14, n. 1, p. 55-86, 2009.

ARTHUR, K. E. *et al.* Feeding ecology of green turtles (*Chelonia mydas*) from Shoalwater Bay, Australia. **Marine Turtle Newsletter**, v. 123, n. 6, 2009.

AWABDI, D. R. **Hábito alimentar e ingestão de resíduos sólidos por tartarugas-verdes juvenis, *Chelonia mydas*, (L. 1758), na costa leste do estado do Rio de Janeiro, Brasil.**

2013. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais) - Centro de Biociências e Biotecnologia, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, 2013a. Disponível em: <https://periodicos.ufsc.br/index.php/biotemas/article/view/25511>. Acesso em: 28 set. 2020.

AWABDI, D. R.; SICILIANO, S.; DI BENEDITTO, A. P. M. First information about the stomach contents of juvenile green turtles, *Chelonia mydas*, in Rio de Janeiro, south-eastern Brazil. **Marine Biodiversity Records**, v. 6, 2013.

AZEVEDO-SILVA, C. E.; TORRES, J. P. M.; MALM, O. Toxicologia das bifenilas policloradas. **Oecologia Brasiliensis**, Rio de Janeiro, v. 11, n. 2, p. 179-187, 2007.

AZEVEDO, T. M. Z.; ANDRÉA, M. M. Estabelecimento de metodologias de extração de hexaclorobenzeno (HCB) de sedimento e água de estuário e do mar. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 74, n. 3, p. 275-280, jul./set. 2007.

BACZYNSKI, T.P.; GROTEHUIS, T.; KNIPSCHIEER, P. The dechlorination of cyclodiene pesticides by methanogenic granular sludge. **Chemosphere**, Oxford, v. 55, n. 5, p. 653-659, May 2004.

BAHIA, C. A.; GUIMARÃES, R. M.; ASMUS, C. I. R. F. Alterações nos marcadores hepáticos decorrentes da exposição ambiental a organoclorados no Brasil. **Cadernos Saúde Coletiva**, Rio de Janeiro, v. 22, n. 2, p. 133-141, abr./jun. 2014.

BALDASSIN, P. *et al.* Determinação de compostos organoclorados em ovos de tartarugas marinhas (*Caretta caretta*) em Guriri. In: **VI Congresso e XI Encontro da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens**, 2002, Vitória, ES. Caderno de Resumos.

BAPTISTOTTE, C. **Caracterização espacial e temporal da fibropapilomatose em tartarugas marinhas da costa brasileira**. 2007. Tese (Doutorado em Ecologia Aplicada) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2007. Disponível em: <https://teses.usp.br/teses/disponiveis/91/91131/tde-11032008-153152/pt-br.php>. Acesso em: 28 set. 2020.

BARRAZA, A. D. *et al.* Persistent organic pollutants in green sea turtles (*Chelonia mydas*) inhabiting two urbanized Southern California habitats. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 153, n. 110979, Apr. 2020.

BARRETO, C. R. **Alometria reprodutiva e isotópica de tartaruga-verde *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758): relações entre tamanho corporal, dieta e investimento reprodutivo**. 2018. Dissertação (Mestrado em Ciências, área de Ecologia) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2018. Disponível em: <https://teses.usp.br/teses/disponiveis/41/41134/tde-23102018-161155/pt-br.php>. Acesso em: 28 set. 2020.

BEZERRA, M. F. *et al.* Food preferences and Hg distribution in *Chelonia mydas* assessed by stable isotopes. **Environmental Pollution**, Oxford, v. 206, p. 236-246, Nov. 2015.

BJORNDAL, K. A. Foraging ecology and nutrition of sea turtles. *In*: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 199-232.

BONDIOLI, A. C. V. **Estrutura populacional e variabilidade genética de tartaruga verde (*Chelonia mydas*) da região de Cananéia, São Paulo**. 2009. Tese (Doutorado em Ciências, área de Biologia/Genética) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2009. Disponível em: <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/41/41131/tde-11122009-104641/pt-br.php>. Acesso em: 28 set. 2020.

BOWEN, B. W.; KARL, S. A. Population genetics and phylogeography of sea turtles. **Molecular ecology**, Hoboken, v. 16, n. 23, p. 4886-4907, Dec. 2007.

BRASIL. Casa Civil. **Lei 6.938, de 31 de agosto de 1981**. Dispõe sobre a Política Nacional do Meio Ambiente, seus fins e mecanismos de formulação e aplicação, e dá outras providências. Brasília, DF: Casa Civil, 1981. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/leis/l6938.htm#:~:text=LEI%20N%C2%BA%206.938%2C%20DE%2031%20DE%20AGOSTO%20DE%201981&text=Disp%C3%B5e%20sobre%20a%20Pol%C3%ADtica%20Nacional,aplica%C3%A7%C3%A3o%2C%20e%20d%C3%A1%20outras%20provid%C3%Aancias. Acesso em: 5 nov. 2020.

BRASIL. Casa Civil. Subchefia para assuntos jurídicos. **Decreto nº 5.472 de 20 de junho de 2005**. Promulga o texto da Convenção de Estocolmo sobre Poluentes Orgânicos Persistentes, adotada, naquela cidade, em 22 de maio de 2001. Brasília, DF: Casa Civil, 20 jun. 2005. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2004-2006/2005/decreto/d5472.htm. Acesso em: 30 out. 2020.

BRASIL. Congresso Nacional. **Decreto Legislativo nº 204, de 7 de maio de 2004**. Aprova o texto da Convenção de Estocolmo sobre Poluentes Orgânicos Persistentes, adotada, naquela cidade, em 22 de maio de 2001. Brasília, DF: Congresso Nacional, 8 mai. 2004. Disponível em: <https://www2.camara.leg.br/legin/fed/decleg/2004/decretolegislativo-204-7-maio-2004-532161-convencao-14138-pl.html#:~:text=Aprova%20o%20texto%20da%20Conven%C3%A7%C3%A3o,22%20de%20maio%20de%202001.&text=1%C2%BA%20Fica%20aprovado%20o%20texto,22%20de%20maio%20de%202001>. Acesso em: 30 out. 2020.

BRASIL. Conselho Nacional do Meio Ambiente. **Resolução CONAMA nº 10 de 24 de outubro de 1996**. Regulamenta o licenciamento ambiental em praias onde ocorre a desova de tartarugas marinhas. Brasília, DF: CONAMA, 7 nov. 1996. Disponível em: <http://www2.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=209>. Acesso em: 5 dez. 2020.

BRASIL. Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA). **Resolução CONAMA nº 316 de 29 de outubro de 2002**. Dispõe sobre procedimentos e critérios para o funcionamento de

sistemas de tratamento térmico de resíduos. Brasília, DF: CONAMA, 20 nov. 2002. Disponível em: http://www.mp.go.gov.br/porta1web/hp/9/docs/resolucao_316_de_2002.pdf. Acesso em: 30 out. 2020.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Portaria nº 329 de 2 de setembro de 1985**. Proíbe, em todo o território nacional, a comercialização, o uso e a distribuição dos produtos agrotóxicos organoclorados, destinados à agropecuária. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 1985. Disponível em: http://bvsms.saude.gov.br/bvs/saudelegis/mapa_gm/1985/prt0329_02_09_1985.html. Acesso em: 30 out. 2020.

BRASIL. Ministério do Interior, da Indústria e do Comércio e das Minas e Energia/Secretaria Especial do Meio Ambiente (SEMA). **Portaria Interministerial n.19 de 29 de janeiro de 1981**. Proíbe, em todo o território Nacional, a implantação de processos que tenham como finalidade principal a produção de bifenil policlorados (PCBs). Brasília, DF: Ministério do Interior, da Indústria e do Comércio e das Minas e Energia/SEMA, 1981. Disponível em: <http://www.ctpconsultoria.com.br/pdf/Portaria-Interministerial-019-de-29-01-1981.pdf>. Acesso em: 5 jun. 2020.

BRASIL. Secretaria Especial do Meio Ambiente (SEMA). **Instrução Normativa SEMA/STC/CRS nº 1 de 10 de junho de 1983**. Disciplina as condições de armazenamento e transporte de bifenilas policloradas (PCBs) e/ou resíduos contaminados com PCBs. Brasília, DF: SEMA, 1983. Disponível em: <http://www.ctpconsultoria.com.br/pdf/Instrucao-Normativa-001-de-10-06-1983.pdf>. Acesso em: 30 out. 2020.

BUGONI, L.; KRAUSE, L.; PETRY, M. V. Diet of sea turtles in southern Brazil. **Chelonian Conservation and Biology**, Lawrence, v. 4, n. 3, p. 685-687, 2003.

BURGETT, C. M. *et al.* Ontogenetic diet shifts of green sea turtles (*Chelonia mydas*) in a mid-ocean developmental habitat. **Marine biology**, Heidelberg, v. 165, n. 2, article 33, Feb. 2018.

BURKHOLDER, D. A. *et al.* Diversity in trophic interactions of green sea turtles *Chelonia mydas* on a relatively pristine coastal foraging ground. **Marine Ecology Progress Series**, Oldendorf, v. 439, p. 277-293, 2011.

CARMAN, V. G. *et al.* Revisiting the ontogenetic shift paradigm: the case of juvenile green turtles in the SW Atlantic. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, Amsterdam, v. 429, p. 64-72, 1 Nov. 2012.

CARR, A. New perspectives on the pelagic stage of sea turtle development. **Conservation Biology**, Hoboken, v. 1, n. 2, p. 103-121, Aug. 1987.

CARSON, R. **Silent spring**. New York: Houghton Mifflin Company, 1962.

CASTRO, P.; HUBER, M. E. **Biologia marinha**. Tradução Monica Ferreira da Costa *et al.* 8. ed. Porto Alegre: AMGH Editora, 2012.

CAUT, S.; ANGULO, E.; COURCHAMP, F. Variation in discrimination factors ($\Delta^{15}\text{N}$ and $\Delta^{13}\text{C}$): the effect of diet isotopic values and applications for diet reconstruction. **Journal of Applied Ecology**, Malden, v. 46, n. 2, p. 443-453, Apr. 2009.

CHEREL, Y. *et al.* Nutrition, physiology, and stable isotopes: new information from fasting and molting penguins. **Ecology**, Washington, DC, v. 86, n. 11, p. 2881-2888, Nov. 2005.

CLUKEY, K. E. *et al.* Persistent organic pollutants in fat of three species of Pacific pelagic longline caught sea turtles: accumulation in relation to ingested plastic marine debris. **Science of the Total Environment**, Amsterdam, v. 610, p. 402-411, 1 Jan. 2018.

COLABUONO, F. I. **Poluentes orgânicos persistentes e ingestão de plásticos em albatrozes e petréis (Procellariiformes)**. 2011. Tese (Doutorado em Ciências, área de Oceanografia Química e Geológica) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2011.

COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. Convenção de Estocolmo – A Convenção. In: CETESB. **CETESB – Centro Regional**. São Paulo, 2018a. Disponível em: <https://cetesb.sp.gov.br/centroregional/a-convencao/>. Acesso em: 30 out. 2020.

COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. Histórico e Legislação de Poluentes Orgânicos Persistentes (POPs) no Brasil. In: CETESB. **CETESB – Centro Regional**. São Paulo, 2018b. Disponível em: <https://cetesb.sp.gov.br/pops/wp-content/uploads/sites/19/2018/06/Hist%C3%B3rico-e-legisla%C3%A7%C3%A3o-de-poluentes-org%C3%A2nicos-persistentes-POPs-no-Brasil.pdf>. Acesso em: 30 out. 2020.

D'AMATO, C.; TORRES, J. P.M.; MALM, O. DDT (dicloro difenil tricloroetano): toxicidade e contaminação ambiental – uma revisão. **Química Nova**, São Paulo, v. 25, n.6, p. 995-1002, 2002.

DA SILVA, J. **Ocorrência de pesticidas organoclorados e bifenilos policlorados em tartarugas marinhas *Chelonia mydas***. 2009. Dissertação (Mestrado em Ciências, área de Oceanografia Química e Geológica) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2009. Disponível em: <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/21/21133/tde-22092009-155001/publico/Josilene.pdf>. Acesso em: 30 set. 2020.

DA SILVA, J. *et al.* Occurrence of organochlorines in the green sea turtle (*Chelonia mydas*) on the northern coast of the state of São Paulo, Brazil. **Marine pollution bulletin**, Oxford, v.112, n. 1-2, p. 411-414, 15 Nov. 2016.

DE ANDRÉS, E. *et al.* Persistent organic pollutant levels in eggs of leatherback turtles (*Dermochelys coriacea*) point to a decrease in hatching success. **Chemosphere**, Oxford, v. 146, p. 354-361, Mar. 2016.

DENIRO, M. J.; EPSTEIN, S. Influence of diet on the distribution of carbon isotopes in animals. **Geochimica et cosmochimica acta**, Oxford, v. 42, n. 5, p. 495-506, May 1978.

DE SOLLA, S. R. Organic Contaminants in Reptiles. *In*: SPARLING, D.W. *et al.* (ed.). **Ecotoxicology of Amphibians and Reptiles**. 2nd. ed. Pensacola: CRC Press, 2010, p. 289-324.

DE WIT, C. A. An overview of brominated flame retardants in the environment. **Chemosphere**, Oxford, v. 46, n. 5, p. 583-624, Feb. 2002.

DIAS, P. S. **Poluentes orgânicos persistentes e isótopos estáveis em aves marinhas de ilhas oceânicas brasileiras**. 2015. Tese (Doutorado em Ciências, área de Oceanografia Química) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2015. Disponível em: <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/21/21137/tde-28092015-155505/en.php>. Acesso em: 29 set. 2020.

DIAS, R. B. **Projeto de Monitoramento de Praias (PMP): potencialidades e limites para a conservação costeira e marinha**. 2018. Dissertação (Mestrado em Sustentabilidade na Gestão Ambiental) – Universidade Federal de São Carlos, Sorocaba, 2018. Disponível em: https://repositorio.ufscar.br/bitstream/handle/ufscar/10493/Dissertacao_RENATABALSAMO DIAS.pdf. Acesso em: 29 set. 2020.

DI BENEDITTO, A. P. M.; ARAÚJO, B. F.; DE CARVALHO, C. E. V. Hg and $\delta^{15}\text{N}$ in juvenile green turtles from southeastern Brazil (~ 23° S): Inferences about contamination levels and recruitment to coastal waters. **Marine pollution bulletin**, Oxford, v. 142, p. 64-68, May 2019.

DI BENEDITTO, A. P. M.; SICILIANO, S.; MONTEIRO, L. R. Herbivory level and niche breadth of juvenile green turtles (*Chelonia mydas*) in a tropical coastal area: insights from stable isotopes. **Marine biology**, Heidelberg, v. 164, n. 1, article 13, Jan. 2017.

ENDRES, C. S. *et al.* Multi-modal homing in sea turtles: modeling dual use of geomagnetic and chemical cues in island-finding. **Frontiers in Behavioral Neuroscience**, Lausanne, v. 10, article 19, 22 Feb. 2016.

EPPERLY, S. P. Fisheries-related mortality and Turtle Excluder Devices (TEDs). *In*: LUTZ, P. L.; MUSICK, J. A.; WYNEKEN, J. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 2. Boca Raton: CRC Press, 2003. p. 339-354.

ERICKSON, M. D.; KALEY II, R. G. Applications of polychlorinated biphenyls. **Environmental Science and Pollution Research**, Heidelberg, v. 18, n. 2, p. 135-151, Feb. 2011.

ESTEBAN, N. *et al.* A global review of green turtle diet: sea surface temperature as a potential driver of omnivory levels. **Marine Biology**, Heidelberg, v. 167, n. 12, article 183, 16 Nov. 2020.

FILIPPOS *et al.* Persistent organic pollutants in plasma and stable isotopes in red blood cells of *Caretta caretta*, *Chelonia mydas* and *Lepidochelys olivacea* sea turtles that nest in Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 167, article 112283, Jun. 2021.

FINLAYSON, K. A.; LEUSCH, F. D.L.; VAN DE MERWE, J. P. The current state and future directions of marine turtle toxicology research. **Environment international**, Oxford, v. 94, p. 113-123, Sept. 2016.

FISK, A. T.; HOBSON, K. A.; NORSTROM, R. J. Influence of chemical and biological factors on trophic transfer of persistent organic pollutants in the Northwater Polynya marine food web. **Environmental Science & Technology**, Washington, DC, v. 35, n. 4, p. 732-738, 15 Feb. 2001.

FITZSIMMONS, N. N. Single paternity of clutches and sperm storage in the promiscuous green turtle (*Chelonia mydas*). **Molecular Ecology**, Malden, v. 7, n. 5, p. 575-584, May 1998.

FOLEY, A. M. *et al.* Fibropapillomatosis in stranded green turtles (*Chelonia mydas*) from the eastern United States (1980–98): trends and associations with environmental factors. **Journal of Wildlife Diseases**, Lawrence, v. 41, n. 1, p. 29-41, Jan. 2005.

GALLO, B. M. G. *et al.* Sea turtle conservation in Ubatuba, southeastern Brazil, a feeding area with incidental capture in coastal fisheries. **Chelonian conservation and biology**, Lawrence, v. 5, n. 1, p. 93-101, May 2006.

GARCÍA-BESNÉ, G.; VALDESPINO, C.; RENDÓN-VON OSTEN, J. Comparison of organochlorine pesticides and PCB residues among hawksbill (*Eretmochelys imbricata*) and green (*Chelonia mydas*) turtles in the Yucatan Peninsula and their maternal transfer. **Marine pollution bulletin**, Oxford, v. 91, n. 1, p. 139-148, 15 Feb. 2015.

GARDNER, S. C. *et al.* Organochlorine contaminants in sea turtles from the Eastern Pacific. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 46, n. 9, p. 1082-1089, Sep. 2003.

GEORGE, R.H. Health Problems and Diseases of Sea Turtles. *In*: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 363-386.

GILLIS, A. J. *et al.* Evaluating different spatial scales of forage item availability to determine diet selection of juvenile green turtles (*Chelonia mydas*). **Marine Biology**, Heidelberg, v. 167, n. 11, article 170, 22 Oct. 2020.

GOBBO, S. R. Uso do DDT: um perigo eminente para a saúde humana. **Projeto qualidade da água**, 23 mar. 2016.

HAMANN, M. *et al.* Global research priorities for sea turtles: informing management and conservation in the 21st century. **Endangered species research**, Oldendorf Luhe, v. 11, n. 3, p. 245-269, May 2010.

HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, P. D. **PAST: Paleontological Statistics**. 2001.

HARA, E. L. Y. **Protocolo analítico para a determinação de éteres difenílicos polibromados (PBDE) em sedimentos de Rios por GC-MS**. 2014. Dissertação (Mestrado em Química Analítica) – Programa de Pós Graduação em Química, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2014. Disponível em: <https://acervodigital.ufpr.br/handle/1884/36995>. Acesso em: 30 set. 2020.

HAYWOOD, J. C. *et al.* Global review and inventory: how stable isotopes are helping us understand ecology and inform conservation of marine turtles. **Marine Ecology Progress Series**, Oldendorf, v. 613, p. 217-245, 21 Mar. 2019.

HENRIKSEN, E. O.; GABRIELSEN, G. W.; SKAARE, J. U. Levels and congener pattern of polychlorinated biphenyls in kittiwakes (*Rissa tridactyla*), in relation to mobilization of body-lipids associated with reproduction. **Environmental Pollution**, Oxford, v. 92, n. 1, p. 27-37, 1996.

HEPPELL, S. S.; SNOVER, M. L.; CROWDER, L.B. Sea turtle population ecology. *In*: LUTZ, P. L.; MUSICK, J. A.; WYNEKEN, J. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 2. Boca Raton: CRC Press, 2003. p. 275-306.

HONGYU, K.; SANDANIELO, V. L. M.; DE OLIVEIRA JUNIOR, G. J. Análise de componentes principais: resumo teórico, aplicação e interpretação. **E&S Engineering and Science**, v. 5, n. 1, p. 83-90, 2016.

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE. **Protocolo de conduta para encalhes de mamíferos aquáticos / Rede de encalhe de mamíferos aquáticos do Nordeste**. Recife: IBAMA, 2005. 298 p. Disponível em: http://www.car-spaw-rac.org/IMG/pdf/Protocolo_de_conduta_para_encalhes_de_mamferos_aquticos.pdf. Acesso em: 30 set. 2020.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE. **Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume I**. Brasília, DF: ICMBio/MMA, 2018. 495 p. Disponível em: https://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/comunicacao/publicacoes/publicacoes-diversas/livro_vermelho_2018_vol1.pdf. Acesso em: 30 set. 2020.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE. **Sumário Executivo do Plano de Ação Nacional para a conservação das tartarugas marinhas**. Brasília, DF: ICMBIO, 2017. 8 p. Disponível em: <https://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/docs-pan/pan-tartarugas/2-ciclo/pan-tartarugas-sumario.pdf>. Acesso em: 30 set. 2020.

INSTITUTO NACIONAL DE METROLOGIA, QUALIDADE E TECNOLOGIA (INMETRO). **Orientação sobre validação de métodos analíticos**. Documento de caráter orientativo. DOQ-CGCRE-008 – Revisão 04, 2011.

JARDINE, T. D. *et al.* Rapid carbon turnover during growth of Atlantic salmon (*Salmo salar*) smolts in sea water, and evidence for reduced food consumption by growth-stunts. **Hydrobiologia**, Dordrecht, v. 527, n. 1, p. 63-75, Oct. 2004.

JORGE, P. B. **Pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*) como indicador da ocorrência de poluentes orgânicos persistentes**. 2014. Tese (Doutorado em Ciências, área de Oceanografia Química e Geológica) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2014. Disponível em: https://teses.usp.br/teses/disponiveis/21/21133/tde-18082015-153327/publico/Tese_Paula_Jorge_Corrigida.pdf. Acesso em: 30 set. 2020.

KELLER, J.M. Exposure to and effects of persistent organic pollutants. In: WYNEKEN, J.; LOHMANN, K. J.; MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 3. Boca Raton: CRC press, 2013. p. 285-328.

KELLER, J. M.; MCCLELLAN-GREEN, P. Effects of organochlorine compounds on cytochrome P450 aromatase activity in an immortal sea turtle cell line. **Marine environmental research**, Oxford, v. 58, n. 2-5, p. 347-351, Aug./Dec. 2004.

KELLER, J. M. *et al.* Investigating the potential role of persistent organic pollutants in Hawaiian green sea turtle fibropapillomatosis. **Environmental science & technology**, Washington, DC, v. 48, n. 14, p. 7807-7816, 15 July 2014.

KELLER, J.M. *et al.* Organochlorine contaminants in sea turtles: correlations between whole blood and fat. **Environmental Toxicology and Chemistry**, Pensacola, v. 23. n. 3, p. 726-738, Mar. 2004.

KELLY, J. F. Stable isotopes of carbon and nitrogen in the study of avian and mammalian trophic ecology. **Canadian journal of zoology**, Ottawa, v. 78, n. 1, p. 1-27, Jan. 2000.

KOMOROSKE, L. M. *et al.* Pollutants and the health of green sea turtles resident to an urbanized estuary in San Diego, CA. **Chemosphere**, Oxford, v. 84, n. 5, p. 544-552, July 2011.

LAHANAS, P. N. *et al.* Genetic composition of a green turtle (*Chelonia mydas*) feeding ground population: evidence for multiple origins. **Marine Biology**, New York, v. 130, n. 3, p. 345-352, Feb. 1998.

LIEBART, M. **Photo-identification des tortues vertes (*Chelonia mydas*) et son application dans l'indice d'abondance ou de fidélité aux sites d'alimentation en Martinique**. 2019. These (Docteur Veterinaire) - Médecine vétérinaire, École Nationale Vétérinaire de Toulouse, Toulouse, 2019. Disponível em: https://oatao.univ-toulouse.fr/25842/1/LIEBART_25842.pdf. Acesso em: 30 set. 2020.

LOHMANN, K. J.; LOHMANN, C. M. F. Orientation and open-sea navigation in sea turtles. **Journal of Experimental Biology**, Cambridge, v. 199, n. 1, p. 73-81, Jan. 1996.

LOHMANN, K. J. *et al.* Orientation, navigation, and natal beach homing in sea turtles. *In*: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 107-136.

LOHMANN, K. J. *et al.* Regional magnetic fields as navigational markers for sea turtles. **Science**, New York, v. 294, n. 5541, p. 364-366, 12 Oct. 2001.

LÓPEZ-MENDILAHARSU, M. *et al.* Identifying critical foraging habitats of the green turtle (*Chelonia mydas*) along the Pacific coast of the Baja California peninsula, Mexico. **Aquatic conservation: Marine and freshwater ecosystems**, Hoboken, v. 15, n. 3, p. 259-269, maio/jun. 2005.

LUSCHI, P.; HAYS, G. C.; PAPI, F. A review of long-distance movements by marine turtles, and the possible role of ocean currents. **Oikos**, Copenhagen, v. 103, n. 2, p. 293-302, Nov. 2003.

LUTCAVAGE, M. E.; LUTZ, P. L. Diving Physiology. *In*: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 277-296.

LUTCAVAGE, M. E. *et al.* Human impacts on sea turtle survival. *In*: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 387-410.

LUTZ, P. L. Salt, water, and pH balance in the sea turtle. *In*: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 343-362.

MALARVANNAN, G. *et al.* Levels and distribution of polybrominated diphenyl ethers and organochlorine compounds in sea turtles from Japan. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 63, n. 5-12, p. 172-178, 2011.

MARCONDES, C. P. **Levantamento de informações sobre estoques de agrotóxicos obsoletos listados na convenção de Estocolmo**. 2014. Monografia (Especialização em Economia e Meio Ambiente com ênfase em Negócios Ambientais) – Departamento de Economia Rural e Extensão, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2014. Disponível em: <https://acervodigital.ufpr.br/handle/1884/39800>. Acesso em: 30 set. 2020.

MARCOVALDI, M. A.; DEI MARCOVALDI, G. G. Marine turtles of Brazil: the history and structure of Projeto TAMAR-IBAMA. **Biological conservation**, Oxford, v. 91, n. 1, p. 35-41, Nov. 1999.

MARCOVALDI, M. A.; DOS SANTOS, A. S.; SALES, G. **Plano de Ação Nacional para conservação das tartarugas marinhas** – Série Espécies Ameaçadas n. 25. Brasília, DF: Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), 2011. 120 p.

MÁRQUEZ M. R. **FAO species catalogue - Sea turtles of the world: an annotated and illustrated catalogue of sea turtle species known to date.** Rome: **FAO Fisheries Synopsis**, v. 11, n. 125, 1990. 81 p.

MAZARIS, A. D. *et al.* Global sea turtle conservation successes. **Science advances**, New York, v. 3, n. 9, e1600730, Sep. 2017.

MELO, C. M. F. *et al.* Estudo do Impacto Fisiológico do Lixo na Tartaruga-verde através da Análise do Aparelho Digestivo. *In: Congresso Brasileiro de Oceanografia*, 2010, Rio Grande, RS, p. 1-3.

MEYLAN, A. B.; MEYLAN, P. A. Introducción a la evolución, historias de vida y biología de las tortugas marinas. *In: ECKERT, K. L. et al. (ed.). Técnicas de investigación y manejo para la conservación de las tortugas marinas.* Traducción al español: Raquel Briseño-Dueñas e F. Alberto Abreu-Grobois. Pennsylvania: Grupo Especialistas en Tortugas Marinas UICN/CSE, Publicación n. 4, 2000, p. 3-5.

MILLER, J. D. Reproduction in sea turtles. *In: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). The biology of sea turtles*, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 51-82.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Inventário Nacional de Bifenilas Policloradas (PCB):** Convenção de Estocolmo. Brasília: MMA, 2015b. 112 p. Disponível em: <https://mma.gov.br/images/arquivo/80037/Convencao%20de%20Estocolmo/Inventarios/Inventario%20Nacional_Bifenilas_Portugues%2014%20de%20setembro.pdf. Acesso em: 30 out. 2020.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Plano Nacional de Implementação Brasil:** Convenção de Estocolmo. Brasília: MMA, 2015a. 192 p. Disponível em: https://www.mma.gov.br/images/arquivo/80037/Convencao%20de%20Estocolmo/Plano%20de%20Implementacao%20NIP/Plano_NIP_Portugues%20-%20finalissimo.pdf. Acesso em: 30 out. 2020.

MOHR, S.; COSTABEBER, I. H. Aspectos toxicológicos e ocorrência dos bifenilos policlorados em alimentos. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 42, n. 3, p. 559-566, mar. 2012.

MONACO, L.M. (org.). **Quelônios, crocodilianos, lagartos e anfisbenídeos.** 1.ed. São Paulo: Instituto Butantan, 2016. Disponível em: <http://publicacoeseducativas.butantan.gov.br/web/quelonios/pages/pdf/quelonios.pdf>. Acesso em: 30 set.. 2020.

MONZÓN-ARGÜELLO, C. *et al.* Supplemental feeding and other anthropogenic threats to green turtles (*Chelonia mydas*) in the Canary Islands. **Science of the Total Environment**, Amsterdam, v. 621, p. 1000-1011, 15 Apr. 2018.

MORAIS, R. A. *et al.* Direct evidence for gradual ontogenetic dietary shift in the green turtle, *Chelonia mydas*. **Chelonian Conservation and Biology**, Lawrence, v. 13, n. 2, p. 260-266, Dec. 2014.

MÖRNER, J.; BOS, R.; FREDRIX, M. **Reducing and eliminating the use of persistent organic pesticides**: guidance on alternative strategies for sustainable pest and vector management. Geneva: FAO /UN/UNEP/ WHO, 2002.

MUEHE, D.; ENISE, V. **O litoral do Rio de Janeiro**: uma caracterização físico-ambiental. Rio de Janeiro: FEMAR, 1998.

MUÑOZ, C. C.; VERMEIREN, P. Maternal Transfer of Persistent Organic Pollutants to Sea Turtle Eggs: A Meta-Analysis Addressing Knowledge and Data Gaps Toward an Improved Synthesis of Research Outputs. **Environmental Toxicology and Chemistry**, Hoboken, v. 39, n. 1, p. 9-29, Jan. 2020.

MUSICK, J.A.; LIMPUS, C. J. Habitat utilization and migration in juvenile sea turtles. *In*: LUTZ, P. L. & MUSICK, J. A. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 1. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 137-164.

NAKASHIMA, S. B. *et al.* **Dieta da tartaruga-verde, *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines, Cheloniidae), no litoral norte do Rio Grande do Sul**. 2008. Dissertação (Mestrado em Zoologia) – Faculdade de Biociências, Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2008. Disponível em: <https://repositorio.pucrs.br/dspace/bitstream/10923/5361/1/000424880-Texto%2bCompleto-0.pdf>. Acesso em: 15 jan. 2021.

OCHOA, P. F. C. **Achados anatomo e histopatológicos de tartarugas verdes juvenis (*Chelonia mydas*) provenientes do litoral sudeste brasileiro**. 2017. Dissertação (Mestrado em Ciências, área de Patologia Experimental e Comparada) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2017. Disponível em: <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/10/10133/tde-30062017-101437/pt-br.php>. Acesso em: 30 set. 2020.

OLIVEIRA, S. S. Clordano. *In*: FERNÍCOLA, N. A. G. G. & OLIVEIRA, S. S. (org.).

Poluentes orgânicos persistentes. **Cadernos de referência ambiental**, vol. 13, p. 123-155, 2002.

OMAYE, S. T. **Food and nutritional toxicology**. Boca Raton: CRC Press, 2004.

ÓROS, J.; GONZALEZ-DIAZ, O. M.; MONAGAS, P. High levels of polychlorinated biphenyls in tissues of Atlantic turtles stranded in the Canary Islands, Spain. **Chemosphere**, Oxford, v. 74, n. 3, p. 473-478, Jan. 2009.

PANDOLFO, L. J. **Análise de organoclorados na toninha *Pontoporia blainvillei* (Gervais and D'orbigny 1844) (Cetartiodactyla, Pontoporiidae) do litoral norte do Rio Grande do Sul, Brasil.** 2012. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal) – Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2012. Disponível em: <https://www.lume.ufrgs.br/bitstream/handle/10183/143696/000866921.pdf?sequence=1>.

Acesso em: 30 out. 2020.

PENTEADO, J. C. P.; VAZ, J. M. O legado das bifenilas policloradas (PCBs). **Química Nova**, São Paulo, v. 24, n. 3, p. 390-398, mai./jun. 2001.

PIERONI, M. C.; LEONEL, J.; FILLMANN, G. Retardantes de chama bromados: uma revisão. **Química Nova**, São Paulo, v. 40, n. 3, p. 317-326, abr. 2017.

PETROBRAS. Sistema de Informação de Monitoramento da Biota Aquática. Disponível em: <https://simba.petrobras.com.br/simba/web/login>. Acesso em: 5 jan. 2021.

PLOTKIN, P. Adult migrations and habitat use. *In*: LUTZ, P. L.; MUSICK, J. A.; WYNEKEN, J. (ed.). **The biology of sea turtles**, v. 2. Boca Raton: CRC Press, 2003. p. 225-242.

PLOTKIN, P. T.; WICKSTEN, M. K.; AMOS, A. F. Feeding ecology of the loggerhead sea turtle *Caretta caretta* in the Northwestern Gulf of Mexico. **Marine Biology**, New York, v. 115, n. 1, p. 1-5, Jan. 1993.

POLICARPO, N. A. **Tratamento de solos contaminados com bifenilas policloradas (PCBs).** 2008. Dissertação (Mestrado em Engenharia Química) – Escola Politécnica, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2008. Disponível em: https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/3/3137/tde-15092008-140303/publico/DISSERTACAO_NARA2008.pdf. Acesso em: 1 out. 2020.

POST, D. M. *et al.* Getting to the fat of the matter: models, methods and assumptions for dealing with lipids in stable isotope analyses. **Oecologia**, New York, v. 152, n. 1, p. 179-189, May 2007.

POST, D. M. Using stable isotopes to estimate trophic position: models, methods, and assumptions. **Ecology**, Hoboken, v. 83, n. 3, p. 703-718, Mar. 2002.

POTTERS, G. **Marine pollution.** [S.l.]: Bookboon, 2013. *E-book* (231 p.). ISBN 978-87-403-0540-1. Disponível em: <https://bookboon.com/en/marine-pollution-ebook>. Acesso em: 30 out. 2020.

PRITCHARD, P. C. H.; MORTIMER, J. A. Taxonomía, morfología externa e identificación de las especies. *In*: ECKERT, K. L. *et al.* (ed.). **Técnicas de investigación y manejo para la conservación de las tortugas marinas.** Traducción al español: Raquel Briseño-Dueñas e F.Alberto Abreu-Grobois. Pennsylvania: Grupo Especialistas en Tortugas Marinas UICN/CSE, Publicación n. 4, 2000, p. 23-41.

RAHUMAN, M. S. M. M. *et al.* Destruction technologies for polychlorinated biphenyls (PCBs). *In: Proceedings of Expert Group Meetings on POPs and Pesticides Contamination.* 2000.

RAMÍREZ-ELÍAS, M. A. *et al.* Dichloro-diphenyl-trichloroethane (DDT) and endosulfan in sediments of Sabancuy Lagoon, Campeche, Mexico. **Open Journal of Ecology**, v. 6, n. 1, p. 22-31, Jan. 2016.

REICH, K. J.; BJORNDAL, K. A.; BOLTEN, A. B. The 'lost years' of green turtles: using stable isotopes to study cryptic lifestages. **Biology letters**, London, v. 3, n. 6, p. 712-714, 22 Dec. 2007.

REIS, E. C. *et al.* Condição de saúde das tartarugas marinhas do litoral centro-norte do estado do Rio de Janeiro, Brasil: avaliação sobre a presença de agentes bacterianos, fibropapilomatose e interação com resíduos antropogênicos. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v. 14, n. 3, p. 756-765, set. 2010.

REISSER, J. *et al.* Feeding ecology of the green turtle (*Chelonia mydas*) at rocky reefs in western South Atlantic. **Marine biology**, Heidelberg, v. 160, n. 12, p. 3169-3179, Dec. 2013.

REMY, F. *et al.* Impact of food type on respiration, fractionation and turnover of carbon and nitrogen stable isotopes in the marine amphipod *Gammarus aequicauda* (Martynov, 1931). **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, Amsterdam, v. 486, p. 358-367, Jan. 2017.

REVELLES, M.; CARDONA, L.; AGUILAR, A.; BORRELL, A.; FERNÁNDEZ, G.; SAN FÉLIX, M. Stable C and N isotope concentration in several tissues of the loggerhead sea turtle *Caretta caretta* from the western Mediterranean and dietary implications. **Scientia Marina**, Barcelona, v. 71, n. 1, p. 87-93, Mar. 2007.

RIBANI, M. *et al.* Validação em métodos cromatográficos e eletroforéticos. **Química nova**, São Paulo, v. 27, n. 5, p. 771-780, set./out. 2004.

RICCOMINI, C.; SANT'ANNA, L. G.; TASSINARI, C. C. G. Pré-sal: Geologia e exploração. **Revista USP**, São Paulo, n. 95, p. 33-42, 30 nov. 2012.

RICHARDSON, K. L. *et al.* Polychlorinated biphenyls and biotransformation enzymes in three species of sea turtles from the Baja California Peninsula of Mexico. **Archives of environmental contamination and toxicology**, New York, v. 58, n. 1, p. 183-193, Jan 2010.

RITTER, L.; SOLOMON, K.R.; FORGET, J. Contaminantes Orgânicos Persistentes - Informe de evaluación sobre: DDT, aldrina, dieldrina, endrina, clordano, heptacloro, hexaclorobenceno, mirex, toxafeno, bifenilos policlorados, dioxinas y furanos. **Canadian Network of Toxicology Centres**, Guelph, Dec. 1995.

ROMANINI, E. **Ecologia alimentar de tartarugas-verdes, *Chelonia mydas* (Linnaeus 1758), em Ilhabela e Ubatuba – litoral norte de São Paulo, Brasil.** 2014. Monografia (Bacharel em Ciências Biológicas) – Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, 2014. Disponível em: <http://www.tcc.sc.usp.br/tce/disponiveis/59/59011200/tce-07042016-092543/>. Acesso em: 30 set. 2020.

ROSSI, S. **Análise da atividade de leucócitos e de bifênilas policloradas aplicada ao estudo da fibropapilomatose em *Chelonia mydas* (Testudines, Cheloniidae)(Linnaeus 1758).** 2014. Tese (Doutorado em Ciências) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2014. Disponível em: https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/91/91131/tde-30042014-102858/publico/Silmara_Rossi.pdf. Acesso em: 30 set. 2020.

ROWLAND, H. M. From Abbott Thayer to the present day: what have we learned about the function of countershading?. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, London, v. 364, n. 1516, p. 519-527, Feb. 2009.

RUSSELL, D. J.; BALAZS, G. H. Dietary shifts by green turtles (*Chelonia mydas*) in the Kane’ohe Bay region of the Hawaiian Islands: a 28-year study. **Pacific Science**, Honolulu, v. 63, n. 2, p. 181-192, Apr. 2009.

RUXTON, G. D.; SPEED, M. P.; KELLY, D. J. What, if anything, is the adaptive function of countershading?. **Animal Behaviour**, London, v. 68, n. 3, p. 445-451, Sep. 2004.

SÁNCHEZ-SARMIENTO, A. M. **Determinação de pesticidas organoclorados em tecidos de tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) provenientes da costa sudeste do Brasil: estudo da ocorrência em animais com e sem fibropapilomatose.** 2013. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2013.

SÁNCHEZ-SARMIENTO, A. M. *et al.* Organochlorine pesticides in green sea turtles (*Chelonia mydas*) with and without fibropapillomatosis caught at three feeding areas off Brazil. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, New York, v. 97, n. 1, p. 215-223, Feb. 2017.

SANTOS, R. G. *et al.* Coastal habitat degradation and green sea turtle diets in Southeastern Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 62, n. 6, p. 1297-1302, Jun. 2011.

SANTOS, R. G. *et al.* Regional and local factors determining green turtle *Chelonia mydas* foraging relationships with the environment. **Marine Ecology Progress Series**, Oldendorf, v. 529, p. 265-277, 8 Jun. 2015.

SCHULZ, D. E.; PETRICK, G.; DUINKER, J. C. Chlorinated biphenyls in North Atlantic surface and deep water. **Marine pollution bulletin**, Oxford, v. 19, n. 10, p. 526-531, Oct. 1988.

SFORZA, R.; MARCONDES, A. C. J.; PIZETTA, G. T. (org.). **Guia de Licenciamento Tartarugas Marinhas-Diretrizes para Avaliação e Mitigação de Impactos de Empreendimentos Costeiros e Marinhos**. Brasília, DF: ICMBio, 2017.

SHIMADA, T. *et al.* Fidelity to foraging sites after long migrations. **Journal of Animal Ecology**, Hoboken, v. 89, n. 4, p. 1008-1016, Apr. 2020.

SILVA, M. V. *et al.* Retardantes de chama bromados: éteres difenílicos polibromados (PBDEs). **Acta Farmacêutica Portuguesa**, v. 3, n. 1, p. 67-78, 2014.

SILVA, D. A. M. **Poluentes Orgânicos Persistentes em sangue de aves marinhas no Arquipélago de São Pedro e São Paulo e na Ilha da Trindade**. 2019. Dissertação (Mestrado em Ciências, área de Oceanografia Química) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2019. Disponível em: https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/21/21137/tde-16052019-110328/publico/Dissertacao_Silva_Daniela_Corrigida.pdf. Acesso em: 30 set. 2020.

SINELI, P. E. Estudio de la degradación de los isómeros del hexaclorociclohexano por actinobacterias regionales. 2019. Tesis (Doctorado en Ciencias Biológicas) – Facultad de Bioquímica, Química y Farmacia, Universidad Nacional de Tucumán, Tucumán, 2019. Disponível em: <https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/78891>. Acesso em: 30 set. 2020.

SPOTILA, J. R. **Sea turtles: A complete guide to their biology, behavior, and conservation**. Baltimore: JHU Press, 2004.

STOKES, H. J. *et al.* Green turtle diet is dominated by seagrass in the Western Indian Ocean except amongst gravid females. **Marine Biology**, Heidelberg, v. 166, n. 10, article 135, Oct. 2019.

TANABE, S. *et al.* Accumulation features of polychlorinated biphenyls and organochlorine pesticides in resident and migratory birds from South India. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, New York, v. 34, n. 4, p. 387-397, May 1998.

THE JAMOVI PROJECT. **Jamovi** (Version 1.2). [Computer Software]. Sidney, 2020. Disponível em: <https://www.jamovi.org>. Acesso em: 15 jan. 2021.

TOSTES, E. C. L. **Bioacumulação de elementos traço em *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) enalhadas no litoral sudeste do Brasil**. 2019. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais) – Centro de Biociências e Biotecnologia, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campo dos Goytacazes, 2019. Disponível em: <https://uenf.br/posgraduacao/ecologia-recursosnaturais/wp-content/uploads/sites/7/2019/10/Disserta%C3%A7%C3%A3o-2019-Elo%C3%A1-C-L-Tostes.pdf>. Acesso em: 5 jan. 2021.

TURKOZAN, O. *et al.* Multiple paternity at the largest green turtle (*Chelonia mydas*) rookery in the Mediterranean. **Regional Studies in Marine Science**, Amsterdam, v. 31, n. 100777, Sep. 2019.

VAMPRE, T. M.; FUCCILLO, R.; ANDRÉA, M. M. de. Oligoqueta *Eisenia andrei* como bioindicador de contaminação de solo por hexaclorobenzeno. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 34, n. 1, p. 59-66, 2010.

VAN DE MERWE, J. P. *et al.* Persistent organic pollutants in the green sea turtle *Chelonia mydas*: nesting population variation, maternal transfer, and effects on development. **Marine Ecology Progress Series**, Oldendorf Luhe, v. 403, p. 269-278, Mar. 2010b.

VAN DE MERWE, J. P. *et al.* Using blood samples to estimate persistent organic pollutants and metals in green sea turtles (*Chelonia mydas*). **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 60, n. 4, p. 579-588, Apr. 2010a.

VANDERKLIFT, M. A. *et al.* Comparisons of stable isotope composition among tissues of green turtles. **Rapid Communications in Mass Spectrometry**, Hoboken, v. 34, n. 16, article e8839, 30 Aug. 2020.

VANDER ZANDEN, H. B.; BJORNDAL, K. A.; BOLTEN, A. B. Temporal consistency and individual specialization in resource use by green turtles in successive life stages. **Oecologia**, New York, v. 173, n. 3, p. 767-777, Nov. 2013.

VANDER ZANDEN, H. B. *et al.* Individual specialists in a generalist population: results from a long-term stable isotope series. **Biology letters**, London, v. 6, n. 5, p. 711-714, 23 Oct. 2010.

VÉLEZ-RUBIO, G. M. *et al.* Ontogenetic dietary changes of green turtles (*Chelonia mydas*) in the temperate southwestern Atlantic. **Marine biology**, Heidelberg, v. 163, n. 3, article 57, Mar. 2016.

VITT, L. J.; CALDWELL, J. P. **Herpetology**: An introductory biology of amphibians and reptiles. 4th. ed. Oklahoma: Academic Press, 2014.

WADE, T.L; CANTILLO, A.Y. **Use of standards and reference materials in the measurement of chlorinated hydrocarbons residues**. Chemistry Workbook, 1994. National Status and Trend Program for Marine Environmental Quality. NOAA, Silver Spring.

WALLACE, B. P. *et al.* Global patterns of marine turtle bycatch. **Conservation letters**, Hoboken, v. 3, n. 3, p. 131-142, Jun. 2010.

WEBER, R. R.; MONTONE, R. C. Distribution of organochlorines in the atmosphere of the South Atlantic and Antarctic Oceans, *In*: KURZ, D. A. (ed.). **Long range transport of pesticides**. Chelsea: Lewis Publisher, 1990. p. 185 – 197.

WYNEKEN, J. **The anatomy of sea turtles**. Miami: NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470, 2001.

YAGHMOUR, F.; SAMARA, F.; ALAM, I. Analysis of polychlorinated biphenyls, polycyclic aromatic hydrocarbons and organochlorine pesticides in the tissues of green sea turtles, *Chelonia mydas*, (Linnaeus, 1758) from the eastern coast of the United Arab Emirates. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 160, article 111574, Nov. 2020.

YOGUI, G. T. **Ocorrência de compostos organoclorados (pesticidas e PCBs) em mamíferos marinhos da costa de São Paulo (Brasil) e da Ilha Rei George (Antártica)**. 2002. Dissertação (Mestrado em Ciências, área de Oceanografia Química e Geológica) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2002.

7. ANEXOS

ANEXO 1 — Dados biométricos

Dados disponíveis no sistema SIMBA da Petrobras para cada indivíduo de *Chelonia mydas* coletado no Rio de Janeiro.

Amostra	Identificação (SIMBA)	Sexo	Estágio do desenvolvimento	Cidade	CCC (cm)	Massa na necropsia (kg)
CM01	89843	Fêmea	Juvenil	São Francisco de Itabapoana	31,30	2,25
CM03	85150	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	34,00	4,1
CM04	85143	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	33,80	3,6
CM07	68394	Fêmea	Juvenil	Armação dos Búzios	31,50	3,35
CM09	80336	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	32,10	2,8
CM11	68390	Fêmea	Juvenil	Armação dos Búzios	32,50	3,25
CM12	79067	Fêmea	Juvenil	Araruama	38,20	5,2
CM14	85151	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	37,90	5,2
CM15	69356	Macho	Juvenil	São Francisco de Itabapoana	36,60	3,65
CM16	79795	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	32,30	2,6
CM17	84830	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	40,70	5,7
CM18	78127	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	34,40	3,7
CM19	85149	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	34,50	3,05
CM20	79410	Macho	Juvenil	Cabo Frio	34,20	4,6
CM21	74066	Macho	Juvenil	Cabo Frio	34,20	2,3
CM22	85146	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	37,30	4,65
CM23	92293	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	34,00	20,00
CM28	74937	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	31,40	2,35
CM29	76618	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	40,10	2,3
CM30	85155	Macho	Juvenil	Arraial do Cabo	31,50	3,6
CM31	85157	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	34,80	3,4
CM34	89875	Fêmea	Juvenil	São Francisco de Itabapoana	40,10	5,4
CM36	92292	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	34,90	10,00
CM37	98638	Fêmea	Juvenil	São Francisco de Itabapoana	34,20	4,8
CM39	73208	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	35,40	4,6
CM42	85111	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	31,50	3,00
CM43	81063	Fêmea	Juvenil	São Francisco de Itabapoana	46,20	6,7
CM44	85119	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	31,90	2,00
CM45	85156	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	32,10	5,2
CM46	87080	Fêmea	Juvenil	Cabo Frio	34,50	3,6
CM49	85134	Fêmea	Juvenil	Arraial do Cabo	44,10	4,25

Dados disponíveis no sistema SIMBA da Petrobras para cada indivíduo de *Chelonia mydas* coletado no Espírito Santo.

Amostra	Identificação (SIMBA)	Sexo	Estágio do desenvolvimento	Cidade	CCC (cm)	Massa na necropsia (kg)
CM02	81188	Fêmea	Juvenil	Marataízes	38,50	6,35
CM05	78483	Fêmea	Juvenil	Anchieta	30,30	3,25
CM06	81236	Fêmea	Juvenil	Marataízes	43,80	7,05
CM08	93974	Fêmea	Juvenil	Aracruz	37,50	4,2
CM10	71301	Fêmea	Juvenil	Vitória	40,10	7,25
CM13	76056	Fêmea	Juvenil	Vitória	36,00	3,7
CM24	89804	Fêmea	Juvenil	Vila Velha	48,00	11,85
CM25	66902	Macho	Juvenil	Vitória	29,00	2,05
CM26	71552	Fêmea	Juvenil	Guarapari	37,90	5,00
CM27	71577	Fêmea	Juvenil	Piuma	29,80	2,9
CM32	89378	Fêmea	Juvenil	Aracruz	42,50	7,65
CM33	89397	Fêmea	Juvenil	Linhares	67,00	Não informado
CM35	90402	Macho	Juvenil	Serra	43,80	10,8
CM38	102558	Fêmea	Juvenil	Itapemirim	48,20	10,75
CM40	74327	Macho	Juvenil	Serra	35,50	3,65
CM41	83535	Fêmea	Juvenil	Itapemirim	51,20	10,35
CM47	78460	Fêmea	Juvenil	Piuma	38,70	5,7
CM48	78112	Fêmea	Juvenil	Marataízes	45,80	9,75

Concentrações de PCBs (ng g⁻¹ de massa úmida) nas amostras de fígado de *Chelonia mydas* coletadas no Rio de Janeiro.

Compostos	CM01	CM03	CM04	CM07	CM09	CM11	CM12	CM14	CM15	CM16
PCB 8	0,208	<LQM	0,208	0,370	0,496	0,442	<LQM	<LQM	<LQM	0,205
PCB 18	0,386	0,418	0,491	0,580	0,693	0,570	0,281	0,243	0,248	0,288
PCB 28 e 31	1,390	0,716	0,883	0,758	0,736	0,739	0,478	<LQM	<LQM	0,463
PCB 33	0,960	0,586	0,677	0,625	0,649	0,629	0,473	0,307	0,372	0,426
PCB 52	2,093	1,056	1,267	1,846	1,476	1,753	1,384	0,820	0,923	0,892
PCB 49	0,753	0,258	0,278	0,499	0,294	0,441	0,341	<LQM	0,279	0,270
PCB 44	1,353	0,534	0,613	1,505	0,917	1,339	1,072	0,947	0,771	0,660
PCB 74	0,601	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,227	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 70	1,683	0,832	0,451	0,720	0,332	0,501	0,631	0,273	0,462	0,219
PCB 66	0,983	<LQM	<LQM	0,562	<LQM	0,249	0,289	<LQM	<LQM	0,239
PCB 95	2,019	0,925	0,797	1,525	1,212	1,615	1,191	0,950	0,682	0,554
PCB 56 e 60	0,443	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 101	2,190	0,635	0,652	1,527	0,827	1,058	1,351	0,693	0,962	0,690
PCB 99	0,860	0,236	0,229	0,519	<LQM	0,353	0,656	0,258	0,416	<LQM
PCB 97	0,533	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 87	1,059	<LQM	<LQM	0,400	<LQM	0,262	0,442	<LQM	0,355	<LQM
PCB 81	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 110	1,584	<LQM	0,209	1,195	0,629	0,635	1,146	0,552	0,841	0,447
PCB 77	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 151	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 123	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 149	0,433	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,226	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 118	1,203	0,586	0,604	0,999	<LQM	<LQM	1,256	0,895	0,867	<LQM
PCB 114	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 153	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,513	0,454	<LQM	<LQM
PCB 132	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 105	0,578	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 141	0,292	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,201	<LQM	<LQM	0,225
PCB 138	<LQM	<LQM	<LQM	0,320	<LQM	<LQM	0,896	0,962	0,432	0,244
PCB 158	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 126	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 187	0,216	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 183	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 128 e 167	0,361	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,370	0,419	0,314	0,236	0,402
PCB 174	<LQM	<LQM	0,202	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 177	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 156	0,278	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 157	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 180	0,310	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 169	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 170	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 199	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 203	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 189	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 195	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 194	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 206	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 209	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
ΣPCBs	22,768	6,782	7,561	13,951	8,260	10,957	13,475	7,668	7,846	6,223

Concentrações de PCBs (ng g⁻¹ de massa úmida) nas amostras de fígado de *Chelonia mydas* coletadas no Rio de Janeiro.

Compostos	CM17	CM18	CM19	CM20	CM21	CM22	CM23	CM28	CM29	CM30
PCB 8	0,202	<LQM	0,229	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 18	0,307	0,236	0,658	0,292	0,246	0,243	0,267	0,201	<LQM	0,215
PCB 28 e 31	0,654	0,281	2,825	0,298	<LQM	<LQM	0,555	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 33	0,570	0,426	2,066	0,421	0,344	0,360	0,535	0,454	0,240	0,332
PCB 52	1,616	0,795	6,069	1,146	0,844	0,912	1,588	1,103	0,612	0,768
PCB 49	0,437	<LQM	2,007	0,286	0,244	0,238	0,411	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 44	1,846	1,072	7,597	0,923	0,650	1,205	1,830	1,072	0,488	0,643
PCB 74	0,327	<LQM	2,200	<LQM	<LQM	<LQM	0,237	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 70	1,136	0,418	7,237	0,453	0,364	0,498	0,895	0,465	<LQM	<LQM
PCB 66	0,347	<LQM	3,434	<LQM	<LQM	<LQM	0,244	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 95	1,451	0,507	7,349	0,931	0,632	0,690	1,631	0,901	0,551	0,546
PCB 56 e 60	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 101	2,001	0,922	11,184	0,661	0,897	0,839	1,701	0,780	0,282	0,626
PCB 99	0,758	0,359	4,408	0,355	0,237	0,258	0,646	<LQM	<LQM	0,212
PCB 97	0,544	<LQM	4,248	<LQM	<LQM	0,205	0,626	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 87	0,912	0,232	4,869	0,268	0,219	0,332	0,585	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 81	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 110	2,013	0,673	11,550	0,675	0,705	0,767	1,830	0,631	<LQM	0,458
PCB 77	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 151	<LQM	<LQM	0,811	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 123	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 149	0,472	<LQM	3,500	<LQM	<LQM	<LQM	0,302	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 118	1,673	0,860	5,142	0,777	0,609	0,821	1,132	0,727	0,429	0,856
PCB 114	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 153	1,778	<LQM	3,906	0,547	<LQM	1,243	0,254	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 132	<LQM	<LQM	1,560	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 105	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 141	0,282	<LQM	1,028	<LQM	<LQM	<LQM	0,220	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 138	1,868	0,585	7,081	0,630	<LQM	0,846	1,141	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 158	0,255	<LQM	0,732	1,307	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 126	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 187	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 183	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 128 e 167	0,481	0,246	1,058	0,273	<LQM	0,341	0,314	0,237	<LQM	<LQM
PCB 174	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 177	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 156	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 157	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 180	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 169	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 170	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 199	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 203	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 189	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 195	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 194	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 206	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 209	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
ΣPCBs	21,930	7,609	102,748	10,245	5,991	9,801	16,944	6,572	2,603	4,656

Concentrações de PCBs (ng g⁻¹ de massa úmida) nas amostras de fígado de *Chelonia mydas* coletadas no Rio de Janeiro.

Compostos	CM31	CM34	CM36	CM37	CM39	CM42	CM43	CM44	CM45	CM46	CM49
PCB 8	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,202	1,528	0,206	<LQM
PCB 18	<LQM	<LQM	0,237	<LQM	0,202	<LQM	<LQM	0,242	2,155	0,261	<LQM
PCB 28 e 31	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,845	0,737	0,536	0,955	9,864	1,532	<LQM
PCB 33	0,301	0,346	0,346	0,290	0,326	0,313	0,279	0,359	2,664	0,474	0,259
PCB 52	0,852	0,983	0,970	0,742	0,608	0,663	0,538	0,698	4,651	0,890	0,466
PCB 49	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	2,199	<LQM	<LQM
PCB 44	0,706	0,728	0,780	0,615	0,302	0,260	<LQM	0,312	3,107	0,436	<LQM
PCB 74	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	1,321	<LQM	<LQM
PCB 70	0,264	0,486	0,239	<LQM	0,537	0,547	0,455	0,544	4,129	0,960	<LQM
PCB 66	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,246	2,053	0,434	<LQM
PCB 95	0,668	0,902	0,815	0,573	0,542	0,545	0,505	0,618	3,316	0,762	0,391
PCB 56 e 60	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	1,515	<LQM	<LQM
PCB 101	0,614	1,007	0,683	0,355	0,428	0,370	0,471	0,455	2,599	0,670	<LQM
PCB 99	0,217	0,324	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	1,215	<LQM	<LQM
PCB 97	<LQM	0,235	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,848	<LQM	<LQM
PCB 87	<LQM	0,343	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	1,142	0,208	<LQM
PCB 81	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 110	0,443	1,068	0,561	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	1,265	<LQM	<LQM
PCB 77	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 151	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,510	<LQM	<LQM
PCB 123	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 149	<LQM	0,223	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,482	<LQM	<LQM
PCB 118	0,652	1,078	0,552	0,561	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,260
PCB 114	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 153	0,508	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	1,498	0,590	<LQM	0,558
PCB 132	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,334	<LQM	<LQM
PCB 105	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,242	0,258	0,347	0,669	0,290	0,219
PCB 141	<LQM	0,224	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,435	<LQM	<LQM
PCB 138	0,270	0,699	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,468	0,664	<LQM	<LQM
PCB 158	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,370	<LQM	<LQM
PCB 126	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 187	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 183	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 128 e 167	0,228	0,351	0,210	<LQM	0,227	<LQM	<LQM	0,286	0,687	<LQM	<LQM
PCB 174	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 177	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 156	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,474	<LQM	<LQM
PCB 157	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 180	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 169	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 170	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 199	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 203	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 189	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 195	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 194	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 206	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 209	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
ΣPCBs	5,724	8,998	5,393	3,135	4,017	3,678	3,041	7,232	50,788	7,124	2,152

Concentrações de PCBs (ng g⁻¹ de massa úmida) nas amostras de fígado de *Chelonia mydas* coletadas no Espírito Santo.

Compostos	CM02	CM05	CM06	CM08	CM10	CM13	CM24	CM25	CM26
PCB 8	0,410	0,202	0,337	0,357	0,491	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 18	0,680	0,334	0,586	0,553	0,835	0,327	0,247	0,209	<LQM
PCB 28 e 31	1,625	0,634	1,011	0,836	2,150	<LQM	<LQM	0,278	<LQM
PCB 33	1,040	0,563	0,807	0,668	1,282	0,368	0,338	0,438	0,281
PCB 52	2,119	0,973	2,185	1,849	5,712	0,945	0,932	1,469	0,759
PCB 49	0,685	<LQM	0,546	0,319	1,488	0,334	0,319	0,257	<LQM
PCB 44	1,266	0,439	1,993	1,254	4,921	0,733	0,966	1,102	0,577
PCB 74	0,345	<LQM	0,730	0,297	0,932	<LQM	0,219	<LQM	<LQM
PCB 70	1,200	0,253	1,652	0,818	4,653	0,379	0,583	0,626	0,269
PCB 66	0,785	0,266	0,535	0,490	1,782	0,375	<LQM	0,288	<LQM
PCB 95	1,911	0,910	2,142	1,387	6,799	0,863	1,244	1,164	0,560
PCB 56 e 60	0,482	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 101	1,860	0,403	2,367	1,478	8,742	0,798	1,260	1,155	0,565
PCB 99	0,564	<LQM	0,736	0,534	3,187	0,455	0,556	0,336	<LQM
PCB 97	0,266	<LQM	<LQM	<LQM	2,878	<LQM	0,504	<LQM	<LQM
PCB 87	0,722	<LQM	0,939	0,524	3,650	0,258	0,409	0,224	<LQM
PCB 81	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 110	1,183	<LQM	2,784	1,237	9,915	0,794	1,363	0,974	0,564
PCB 77	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 151	0,247	<LQM	<LQM	<LQM	0,435	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 123	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 149	0,392	<LQM	0,777	<LQM	3,026	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 118	0,831	0,453	1,136	0,994	4,494	1,042	1,149	0,745	0,596
PCB 114	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 153	<LQM	<LQM	0,591	<LQM	2,530	0,363	0,211	<LQM	<LQM
PCB 132	0,221	<LQM	<LQM	<LQM	1,349	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 105	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	3,509	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 141	0,239	<LQM	<LQM	<LQM	0,832	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 138	0,227	<LQM	1,143	0,311	6,342	0,766	1,073	<LQM	<LQM
PCB 158	0,214	<LQM	<LQM	<LQM	0,603	0,205	0,215	<LQM	<LQM
PCB 126	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 187	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 183	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 128 e 167	0,423	<LQM	<LQM	<LQM	0,981	0,532	0,412	<LQM	<LQM
PCB 174	<LQM	0,221	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 177	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 156	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 157	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 180	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 169	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 170	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 199	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 203	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 189	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 195	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 194	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 206	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 209	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
ΣPCBs	19,935	5,652	22,999	13,907	83,516	9,537	12,003	9,266	4,171

Concentrações de PCBs (ng g⁻¹ de massa úmida) nas amostras de fígado de *Chelonia mydas* coletadas no Espírito Santo.

Compostos	CM27	CM32	CM33	CM35	CM38	CM40	CM41	CM47	CM48
PCB 8	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,206
PCB 18	<LQM	0,265	0,267	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,255
PCB 28 e 31	<LQM	<LQM	0,454	<LQM	<LQM	0,811	0,670	0,312	0,374
PCB 33	0,303	0,351	0,559	0,225	0,365	0,333	0,305	0,363	0,405
PCB 52	0,878	1,019	1,758	0,600	1,019	0,637	0,638	0,563	1,042
PCB 49	<LQM	<LQM	0,315	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,225
PCB 44	0,678	0,874	1,633	0,485	0,827	0,296	0,241	0,289	0,403
PCB 74	<LQM	<LQM	0,277	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 70	<LQM	0,300	1,053	<LQM	0,474	0,651	0,623	0,309	0,250
PCB 66	<LQM	<LQM	0,414	<LQM	0,283	<LQM	0,216	<LQM	0,201
PCB 95	0,682	0,567	1,460	0,538	0,845	0,564	0,518	0,665	0,836
PCB 56 e 60	<LQM	<LQM	0,255	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 101	0,435	0,639	1,646	0,229	0,861	0,401	0,507	0,591	0,567
PCB 99	<LQM	<LQM	0,529	<LQM	0,214	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 97	<LQM	<LQM	0,303	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 87	<LQM	<LQM	0,454	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 81	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 110	<LQM	0,550	1,398	<LQM	0,686	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 77	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 151	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 123	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 149	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 118	0,456	<LQM	1,009	0,505	0,688	<LQM	<LQM	0,296	0,308
PCB 114	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 153	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,237
PCB 132	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 105	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	0,259	0,247
PCB 141	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 138	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 158	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 126	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 187	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 183	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 128 e 167	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 174	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 177	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 156	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 157	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 180	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 169	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 170	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 199	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 203	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 189	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 195	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 194	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 206	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
PCB 209	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM	<LQM
ΣPCBs	3,431	4,564	13,783	2,582	6,263	3,694	3,718	3,646	5,558

ANEXO 3 – Razões isotópicas de $\delta^{13}\text{C}$ e $\delta^{15}\text{N}$

Razões isotópicas de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) e nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$), em ‰, das amostras de fígado de *Chelonia mydas* coletadas no Rio de Janeiro.

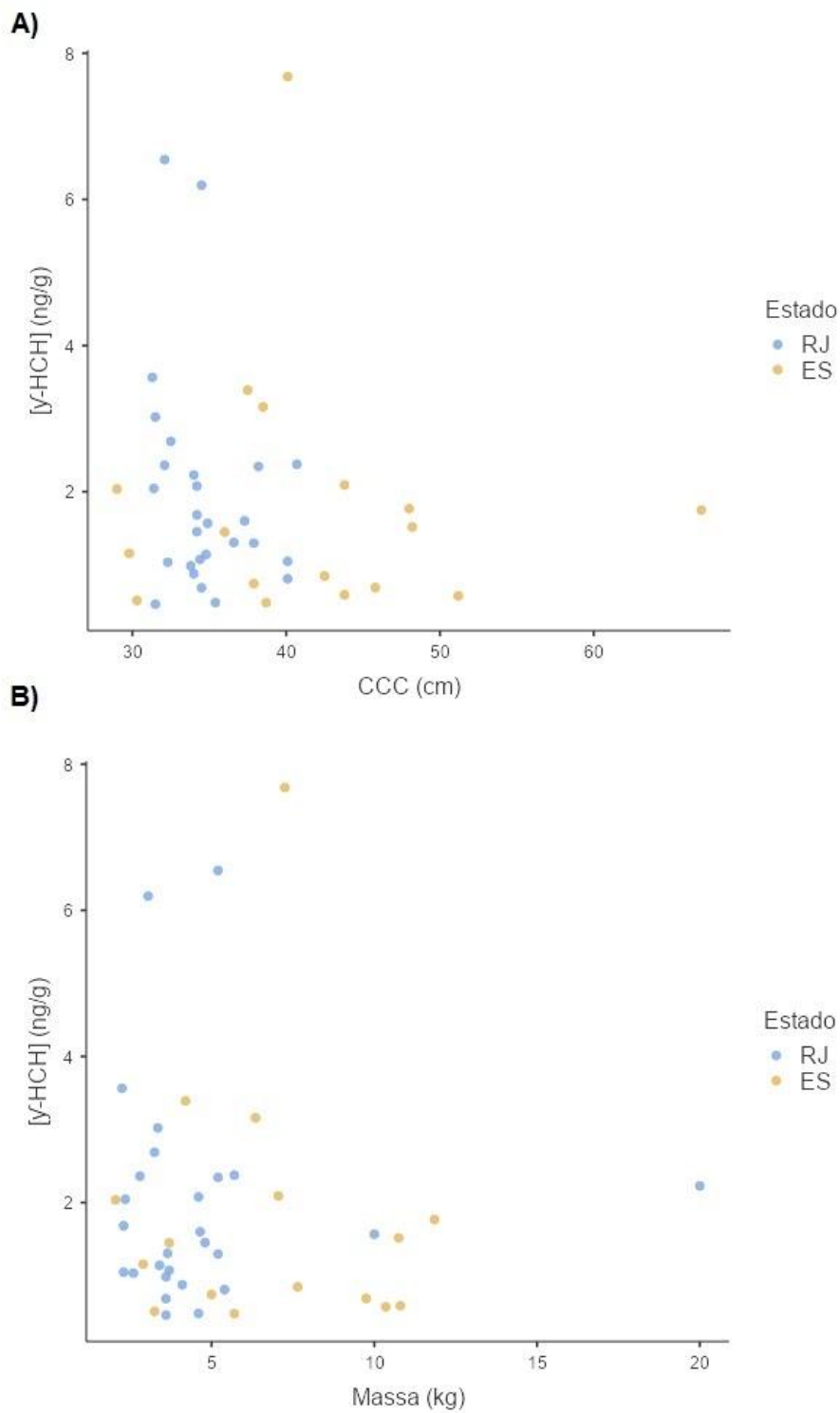
Amostras	$\delta^{13}\text{C}$	$\delta^{15}\text{N}$
CM01	-17,471	11,076
CM03	-17,646	11,182
CM04	-17,671	10,710
CM07	-17,102	12,719
CM09	-17,422	9,994
CM11	-17,890	10,188
CM12	-18,286	9,873
CM14	-16,516	9,961
CM15	-19,789	8,934
CM16	-17,770	12,011
CM17	-17,330	10,211
CM18	-17,120	10,694
CM19	-17,059	10,737
CM20	-17,568	10,781
CM21	-16,965	10,893
CM22	-16,312	10,807
CM23	-17,568	9,551
CM28	-16,447	11,106
CM29	-17,320	9,726
CM30	-17,700	11,077
CM31	-17,525	11,098
CM34	-20,581	10,063
CM36	-18,177	11,370
CM37	-19,889	11,687
CM39	-14,534	10,639
CM42	-21,833	10,320
CM43	-21,270	10,595
CM44	-17,690	12,968
CM45	-17,316	9,816
CM46	-16,822	10,980
CM49	-18,020	11,785

Razões isotópicas de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) e nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$), em ‰, das amostras de fígado de *Chelonia mydas* coletadas no Espírito Santo.

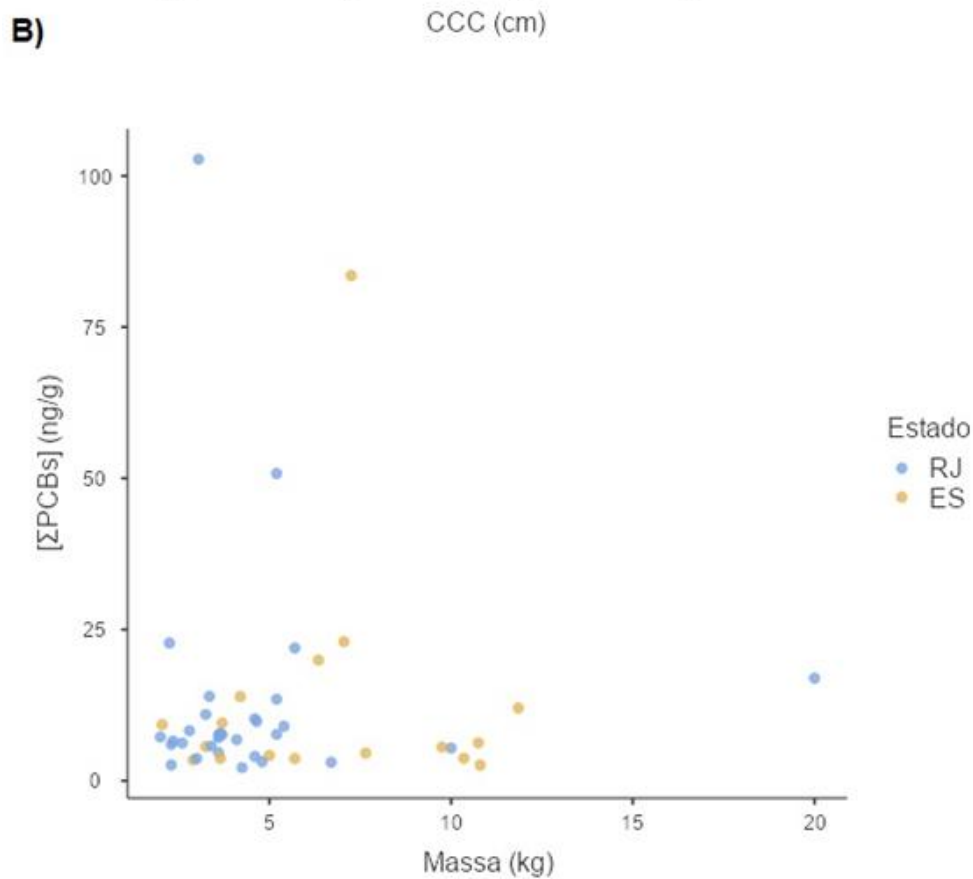
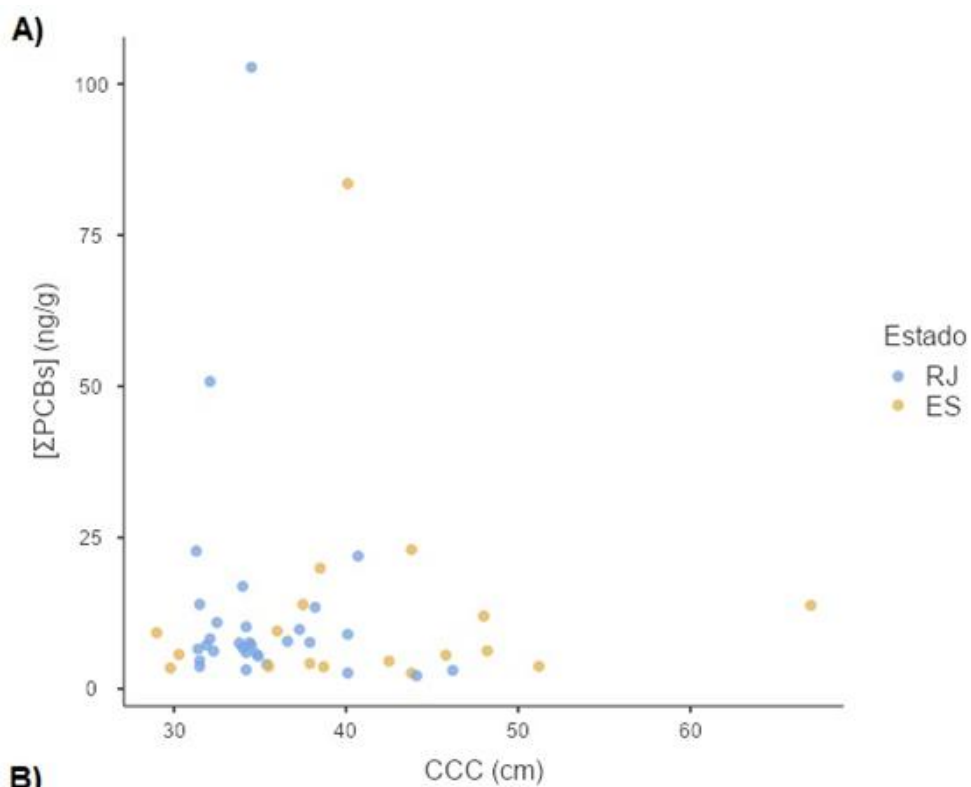
Amostras	$\delta^{13}\text{C}$	$\delta^{15}\text{N}$
CM02	-19,926	10,621
CM05	-17,900	8,586
CM06	-20,826	10,713
CM08	-16,104	10,840
CM10	-16,983	11,208
CM13	-14,709	13,630
CM24	-14,884	8,732
CM25	-15,483	11,902
CM26	-19,606	11,270
CM27	-17,849	8,635
CM32	-19,198	9,834
CM33	-19,806	5,877
CM35	-19,061	11,164
CM38	-20,603	10,844
CM40	-21,016	10,461
CM41	-17,123	11,883
CM47	-20,397	10,742
CM48	-16,842	11,032

ANEXO 4 – Gráficos de correlação

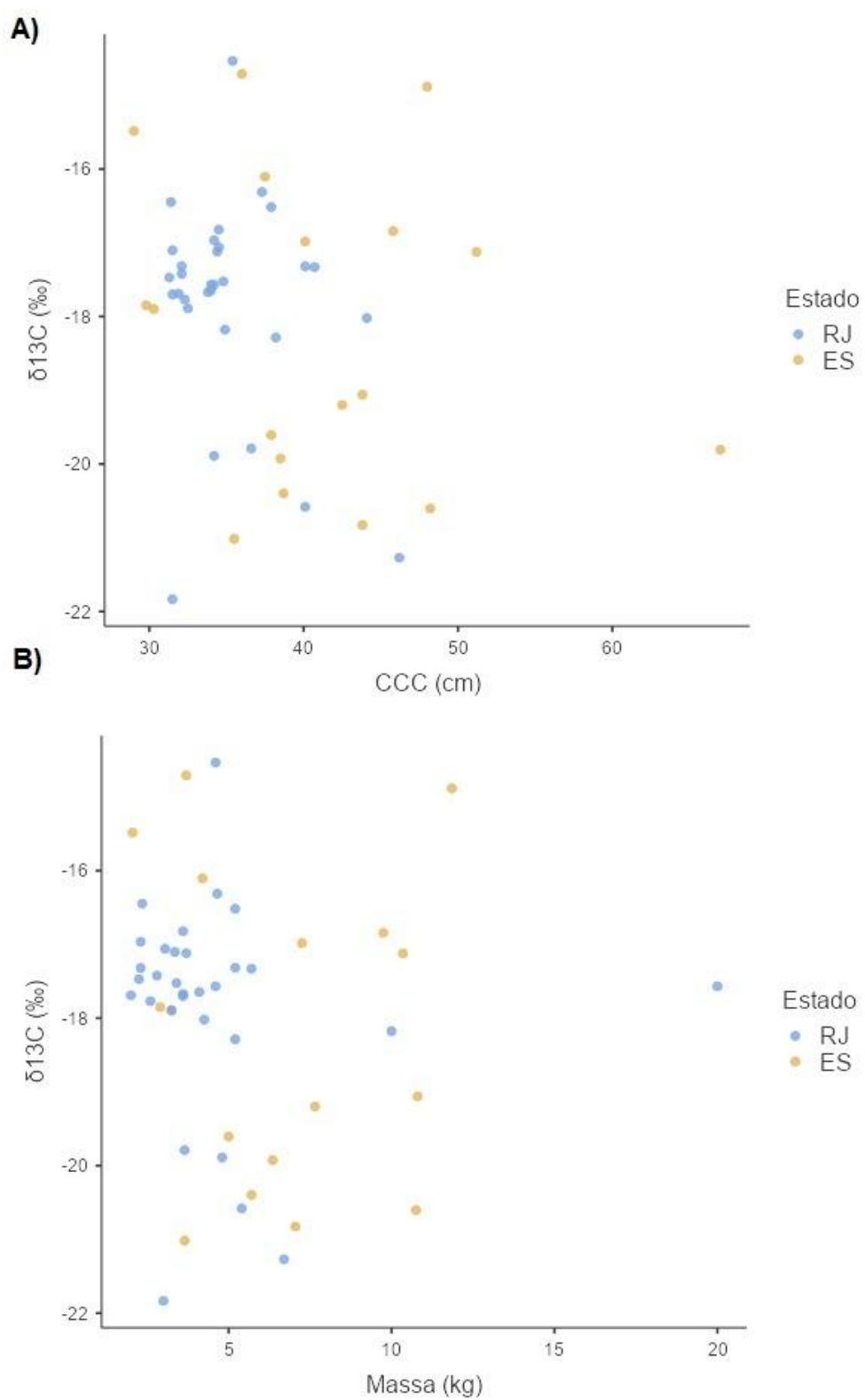
Correlação entre as concentrações de γ -HCH, em $\text{ng}\cdot\text{g}^{-1}$ de massa úmida, e o comprimento curvilíneo da carapaça (CCC), em cm (**A**) e a massa, em kg (**B**).



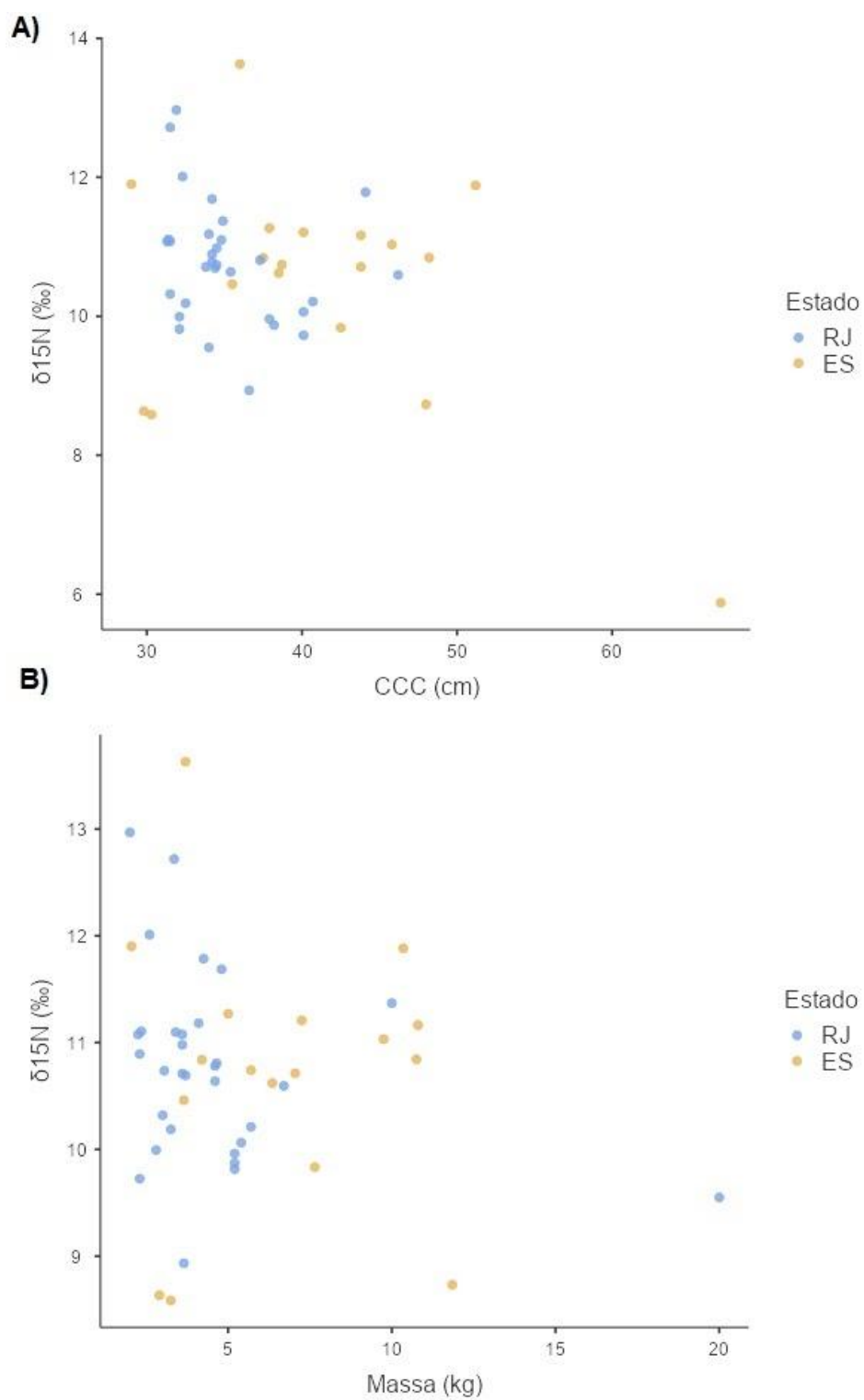
Correlação entre as concentrações de Σ PCBs, em $\text{ng}\cdot\text{g}^{-1}$ de massa úmida, e o comprimento curvilíneo da carapaça (CCC), em cm (**A**) e a massa, em kg (**B**).



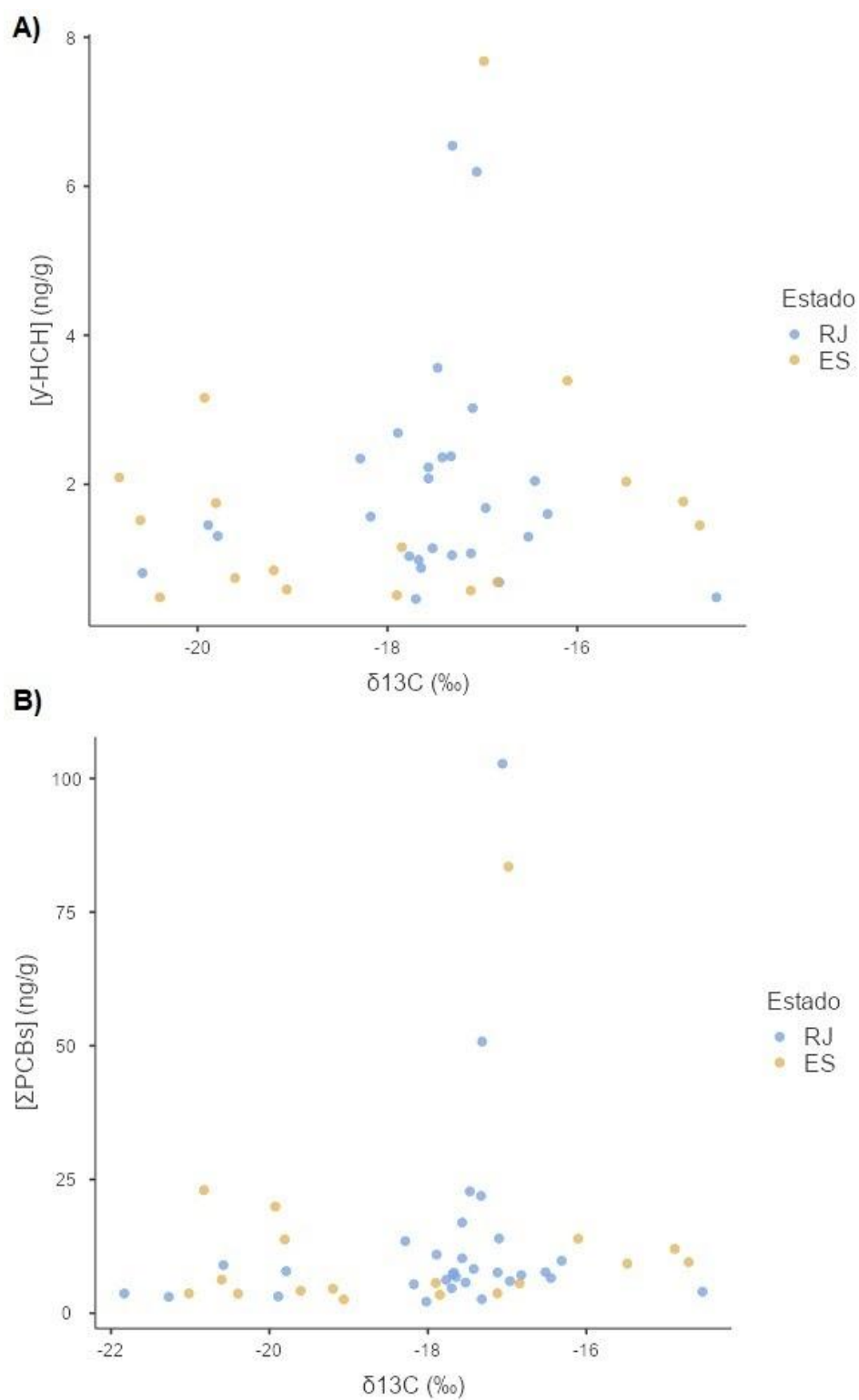
Correlação entre as razões isotópicas de carbono ($\delta^{13}\text{C}$), em ‰, e o comprimento curvilíneo da carapaça (CCC), em cm (A) e a massa, em kg (B).



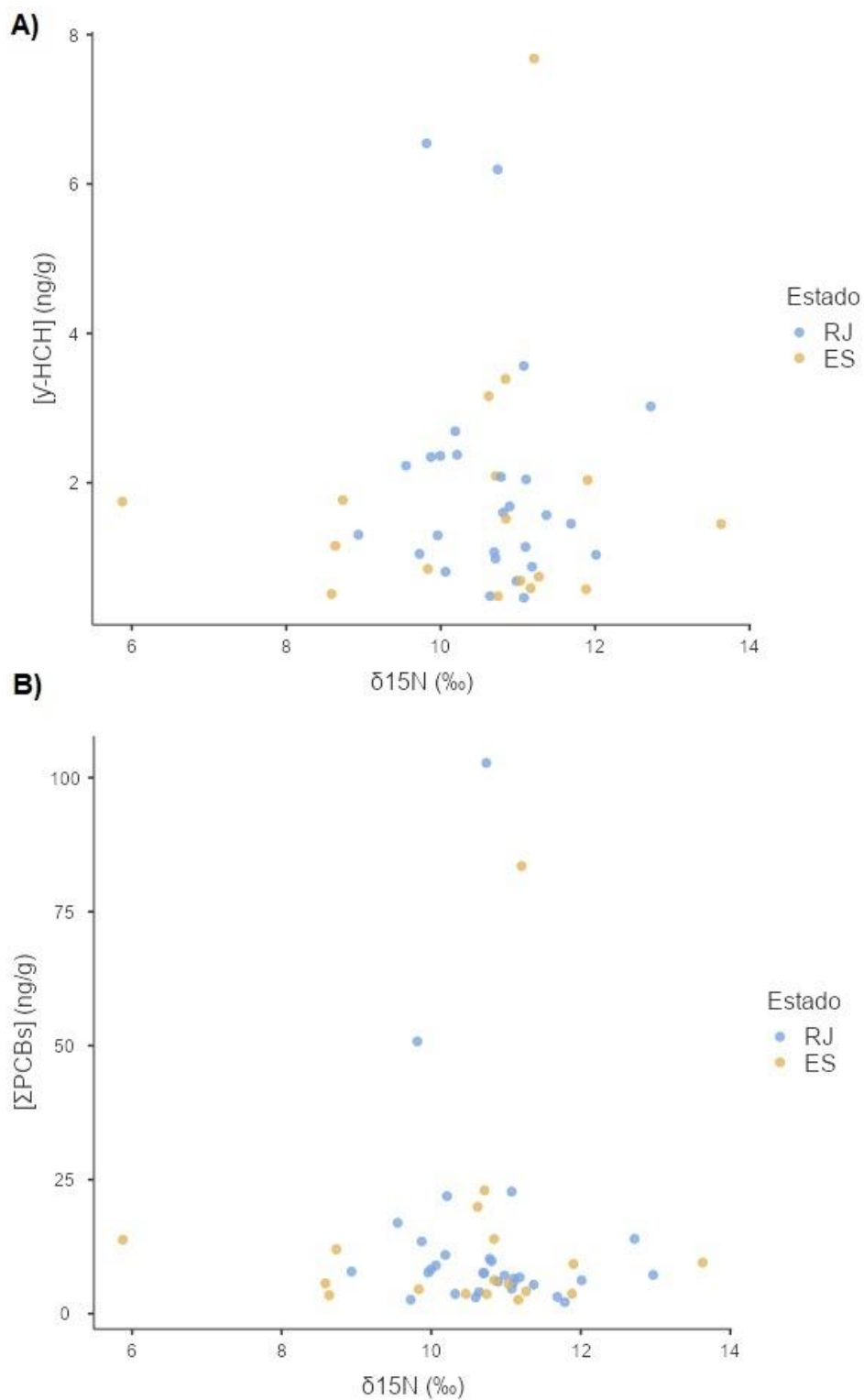
Correlação entre as razões isotópicas de nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$), em ‰, e o comprimento curvilíneo da carapaça (CCC), em cm (**A**) e a massa, em kg (**B**).



Correlação entre as razões isotópicas de carbono ($\delta^{13}\text{C}$), em ‰, e as concentrações de γ -HCH, (A) e de ΣPCBs (B), em $\text{ng}\cdot\text{g}^{-1}$ de massa úmida.



Correlação entre as razões isotópicas de nitrogênio ($\delta^{15}\text{N}$), em ‰, e as concentrações de γ -HCH (A) e de ΣPCBs (B), em $\text{ng}\cdot\text{g}^{-1}$ de massa úmida.



ANEXO 5 – PCA

Contribuição de cada variável para cada componente principal.

	PC 1	PC 2	PC 3	PC 4	PC 5	PC 6
CCC	-0.26885	0.57098	0.1351	0.18908	0.73582	0.079149
Massa	-0.10778	0.40575	0.76931	-0.17741	-0.44675	-0.029232
[HCHs]	0.63529	0.27537	-0.062994	-0.082701	-0.025494	0.71353
[PCBs]	0.60852	0.31746	-0.085171	-0.18426	0.11311	-0.68914
d13C	0.34461	-0.26908	0.40766	0.79588	0.063148	-0.072481
d15N	0.15317	-0.51023	0.46099	-0.50849	0.49148	0.059862