



Universidade do Estado do Rio de Janeiro

Centro de Tecnologia e Ciências

Faculdade de Engenharia

Maria Carolina Souza da Cruz

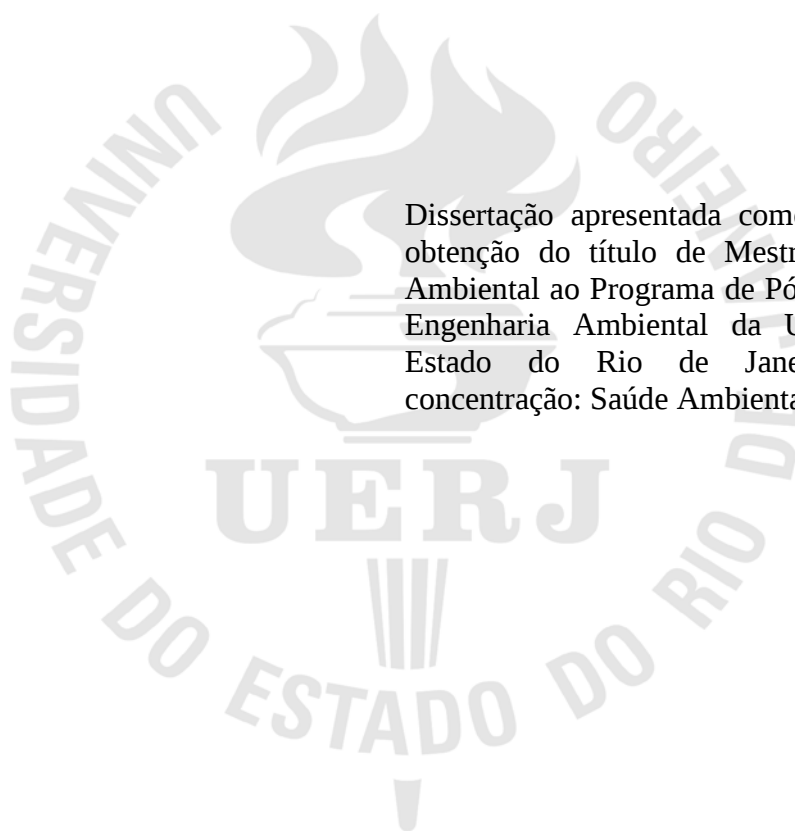
**Avaliação de risco ecológico associado à presença de agrotóxico na Lagoa
de Jacarepaguá- RJ**

Rio de Janeiro

2021

Maria Carolina Souza da Cruz

**Avaliação de risco ecológico associado à presença de agrotóxico na Lagoa de
Jacarepaguá- RJ**



Dissertação apresentada como requisito para
obtenção do título de Mestre e Engenharia
Ambiental ao Programa de Pós-Graduação em
Engenharia Ambiental da Universidade do
Estado do Rio de Janeiro. Área de
concentração: Saúde Ambiental e do Trabalho.

Orientador: Prof. Dr. André Luís de Sá Salomão

Coorientador: Prof. Dr. Enrico Mendes Saggioro

Rio de Janeiro

2021

CATALOGAÇÃO NA FONTE
UERJ / REDE SIRIUS / BIBLIOTECA CTC/B

C957	Cruz, Maria Carolina Souza da. Avaliação de risco ecológico associado à presença de agrotóxico na Lagoa de Jacarepaguá - RJ / Maria Carolina Souza da Cruz. – 2021. 114f. Orientador: André Luís de Sá Salomão. Coorientador: Enrico Mendes Saggioro. Dissertação (Mestrado) – Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Faculdade de Engenharia. 1. Engenharia ambiental - Teses. 2. Produtos químicos agrícolas - Teses. 3. Água - Qualidade - Teses. 4. Poluição - Teses. 5. Pesticidas - Aspectos ambientais - Teses. I. Salomão, André Luís de Sá. II. Saggioro, Enrico Mendes. III. Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Faculdade de Engenharia. IV. Título. CDU 504.3:661.15
------	--

Bibliotecária: Júlia Vieira – CRB7/6022

Autorizo, apenas para fins acadêmicos e científicos, a reprodução total ou parcial desta tese, desde que citada a fonte.

Assinatura

Data

Maria Carolina Souza da Cruz

**Avaliação de risco ecológico associado à presença de agrotóxico na Lagoa de
Jacarepaguá- RJ**

Dissertação apresentada como requisito para obtenção do título de Mestre em Engenharia Ambiental ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental da Universidade do Estado do Rio de Janeiro. Área de concentração: Saúde Ambiental e do Trabalho.

Aprovada em 19 de outubro de 2021.

Banca examinadora:

Prof. Dr. André Luís Sá Salomão (Orientador)
Faculdade de Engenharia – UERJ

Prof. Dr. Enrico Mendes Saggioro (Coorientador)
ENSP – FIOCRUZ

Prof. Dr^a. Marcia Marques Gomes
Faculdade de Engenharia – UERJ

Prof. Dr^a. Julia Carina Niemeyer
Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC

Dr.^a Rachel Ann Hauser-Davis
Instituto Oswaldo Cruz - FIOCRUZ

Rio de Janeiro

2021

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus que sempre me guia em todos os momentos da minha vida. Indicando o melhor caminho a seguir e mostrando que o meu desejo e o Dele precisam estar sempre alinhados.

A minha família, minha mãe Graça, que apesar de pouco estudo sempre usou de seu instinto para me proporcionar a melhor educação. Ao meu pai Pascoal, aos meus irmãos Eliane e José Luiz por me acolherem quando mais precisei. A meu cunhado e sobrinhos. A todos os meus amigos, que apesar de não nomear aqui, estão sempre comigo e certos que eu posso sempre mais.

Ao meu orientador André Salomão, que desde a entrevista de seleção me passou entusiasmo e amor ao que faz como nunca tinha visto antes, me permitindo acreditar que poderia chegar até a conclusão deste trabalho. Ao meu coorientador Enrico Saggioro por seu profissionalismo e atenção. A toda equipe do LABIFI, principalmente à Priscila que se tornou uma amiga. Ao técnico Rodrigo que me ajudou em muitos momentos no laboratório.

A todos os alunos que participaram das coletas ao longo do ano de 2019 demonstrando responsabilidade e proporcionando momentos maravilhosos de interação e descontração.

Agradeço também aos parceiros que tornaram esse trabalho tão grandioso. À Patrícia Domingos, do IBRAG - UERJ, pelas análises de microalgas. À equipe da Natascha Krepsky, da UNIRIO, pelas análises de coliformes. Ao CESTEH da FIOCRUZ pelas análises cromatográficas de agrotóxicos, principalmente à querida Lilian sempre muito atenciosa.

Agradeço a todos do fundo do meu coração por ter concluído esse trabalho no meio de uma pandemia que causou tantas dores.

A Educação   a arma mais poderosa que você pode usar para mudar o mundo.

Nelson Mandela

RESUMO

CRUZ, Maria Carolina Souza da. *Avaliação de risco ecológico associado à presença de agrotóxico na Lagoa de Jacarepaguá- RJ*. 2021. 114 f. Dissertação (Mestrado Profissional em Engenharia Ambiental) – Faculdade de Engenharia, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2021.

A Lagoa de Jacarepaguá (LJPA) faz parte do Complexo Lagunar da Baixada de Jacarepaguá, sendo este um dos maiores complexos lagunares do Estado do Rio de Janeiro ocupando uma área de 3,7 km². A LJPA, uma das quatro lagoas do complexo, ganhou visibilidade internacional após os Jogos Olímpicos de 2016 com a construção do Parque Olímpico em suas margens. Esta área tem sido foco de investimentos intensivos com urbanização e construção de condomínios residenciais com sistemas privados descentralizados de tratamento de esgoto, lançando efluentes na lagoa juntamente com esgoto não tratado de aglomerados subnormais. Este estudo teve como objetivo desenvolver uma Avaliação de Risco Ecológico (ARE) para o LJPA com base nas Linhas de Evidência (LoE) de Qualidade da Água, Química, Ecotoxicológica e Ecológica. As amostras de água superficial foram coletadas durante cinco campanhas bimestrais em cinco pontos de amostragem na LJPA e no ponto de referência P0 no Açude do Camorim. A LoE de Qualidade da Água com base em parâmetros físico-químicos foi usada para estimar o Índice de Risco de Qualidade da Água ($0,80 \pm 0,07$) sendo classificado como risco muito alto (0,75-1,0). A LoE Química baseada na presença de 107 agrotóxicos foi usada para estimar o Índice de Risco Químico ($0,51 \pm 0,20$), sendo classificado como risco alto (0,5-0,75). A LoE ecotoxicológica baseada em ensaios de ecotoxicidade crônica (*C. vulgaris* e *C. dubia*) foi usada para estimar o Índice de Risco Ecotoxicológico ($0,78 \pm 0,20$), sendo classificado como risco muito alto (0,75-1,0). A LoE Ecológica baseada na análise de riqueza e abundância de espécies de algas locais foi usada para estimar o Índice de Risco Ecológico ($0,80 \pm 0,12$), sendo classificado como risco muito alto. Por fim, o Índice de Risco Ambiental estimado pela integração dos índices de riscos das quatro LoE foi de $0,81 \pm 0,11$, sendo classificado como risco muito alto. Concluiu-se que a LJPA atingiu um estágio avançado de contaminação e degradação de seu ecossistema, exigindo ações urgentes de mitigação de riscos, como o fim do lançamento clandestino de esgoto na lagoa. Mais investigações são necessárias para elucidar as principais fontes e rotas de agrotóxicos encontrados no LJPA com o objetivo de evitar que eles atinjam a lagoa.

Palavras-chave: Agrotóxicos. Lagoa de Jacarepaguá. Índice de qualidade de água. Risco ecotoxicológico. Risco químico. Riqueza de espécies.

ABSTRACT

CRUZ, Maria Carolina Souza da. *Ecological risk assessment associated with the presence of pesticides in the Jacarepaguá lagoon - RJ*. 2021. 114 f. Dissertation (Professional MSc in Environmental Engineering) – Faculty of Engineering, Rio de Janeiro State University, Rio de Janeiro, 2021.

The Jacarepaguá Lagoon (JPAL) is part of the Lagoon Complex of Baixada de Jacarepaguá, being this, one of the largest lagoon complexes in the Rio de Janeiro State occupying an area of 3,7 km². The JPAL, one of the four lagoons in the complex, gained international visibility after the 2016 Olympic Games with the Olympic Park on its margins. The area has been the focus of intensive investments with urbanization and construction of residential condominiums with decentralized private sewage treatment systems, discharging effluents into the lagoon together with untreated sewage from slums. This study aimed to develop an Ecological Risk Assessment for the JPAL based on Water Quality, Chemical, Ecotoxicological and Ecological Lines of Evidence (LoE). Surface water samples were collected during five bimonthly campaigns at five sampling points in the JPAL. The Index Water Quality LoE based on physical-chemical parameters was used to estimate the Water Quality Risk ($0,80 \pm 0,07$) classified as very high risk ($0,75-1,0$). The Chemical LoE based on the presence of 107 pesticides was used to estimate the Index Chemical Risk ($0,51 \pm 0,20$) also classified as high risk ($0,5-0,75$). The Ecotoxicological LoE based on chronic ecotoxicity assays (*C. vulgaris* and *C. dubia*) was used to estimate the Index Ecotoxicological Risk ($0,78 \pm 0,20$) classified as very high risk ($0,75-1,0$). The Ecological LoE based on the analysis of richness and abundance of local algae species was used to estimate the Index Ecological Risk ($0,80 \pm 0,12$) classified as very high risk. Finally, the Index Environmental risk estimated by integrating the risks of the four LoE was $0,81 \pm 0,11$, being classified as very high risk. It was concluded that LJPA reached an advanced stage of contamination and degradation of its ecosystem, demanding urgent risk mitigation actions, such as the end of clandestine sewage discharge into the lagoon. Further investigation is needed to elucidate the main sources and routes of pesticides found in JPAL with the purpose of preventing them from reaching the lagoon.

Keywords: Pesticides. Jacarepaguá Lagoon. Water quality index. Ecotoxicological risk. Ecological risk. Chemical risk. Biodiversity.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1-	Cronologia dos inseticidas orgânicos descobertos com ênfase às classes químicas.....	21
Figura 2-	Consolidação de dados fornecidos pelas empresas registrantes de produtos técnicos, agrotóxicos e afins, conforme art. 41 do Decreto 4.074/2002.....	25
Figura 3-	Fluxograma para obtenção de registro, na ANVISA , de novo agrotóxico no Brasil.....	27
Figura 4-	Classificação dos agrotóxicos em função da toxicidade aguda	28
Figura 5-	Estrutura química de alguns compostos organoclorados	33
Figura 6-	Estrutura química de alguns compostos organofosforados	33
Figura 7-	Estrutura química de alguns carbamatos	34
Figura 8-	Estrutura química de algumas triazinas	34
Figura 9-	Estrutura química de alguns piretróides	35
Figura 10-	Ilustração gráfica do processo de caracterização de risco	39
Figura 11-	Esquema da integração de três campos de pesquisa de acordo com o método da Tríade holandesa	43
Figura 12-	Fluxograma básico para ARE	47
Figura 13-	Fluxograma da ARE seguindo os níveis de aperfeiçoamento do método..	48
Figura 14-	Complexo Lagunar de Jacarepaguá formado pelas lagoas da Tijuca, Jacarepaguá, Marapendi e Camorim, e uma ligação com o mar pelo canal da Joatinga (também conhecido como canal da Barra)	59
Figura 15-	Lagoa de Jacarepaguá, com suas margens ocupadas pelo Parque Olímpico da Barra e condomínios de casas	60
Figura 16-	Açude do Camorim utilizado como ponto de referência para o estudo	61
Figura 17-	Pontos de coleta de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá	62
Figura 18-	Coleta de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá (A) frasco de polipropileno de alta densidade (PEAD) e (B) garrafa de vidro âmbar.....	63
Figura 19-	Cromatógrafo GC MS/MS TRIPLO QUADRUPOLO TSQ EVO 8000 E	

	TRACE 1310 utilizado para a análise das substâncias químicas de interesse (SQI).....	64
Figura 20-	Sonda Multiparâmetro Horiba – modelo U-50 para análises físico-químicas.....	67
Figura 21-	Microalgas <i>C. vulgaris</i> em incubadora a 25 ± 2 °C com fotoperíodo 16h luz/8h escuro.....	71
Figura 22-	Inóculo de <i>C. vulgaris</i> para crescimento das algas.....	72
Figura 23-	Cultivo de microcrustáceo <i>C. dubia</i> em água de cultivo	73
Figura 24-	Modelo Conceitual da Área contaminada (MCA), contemplando diferentes matrizes ambientais e organismos de diferentes níveis tróficos, tendo os humanos como um dos aceptores finais.....	74

LISTA DE TABELAS

Tabela 1-	Percentual de consumo de agrotóxicos (toneladas) sobre total mundial nos principais grupos mundiais de 1991 a 2015.....	24
Tabela 2-	Tipos de agrotóxicos e seus respectivos organismos alvos.....	30
Tabela 3-	Vendas por classes de usos dos produtos formulados – 2019. Consolidação de dados fornecidos pelas empresas registrantes de produtos técnicos, agrotóxicos e afins, conforme art. 41 do Decreto nº 4.074/2002.....	31
Tabela 4-	Principais categorias de agrotóxicos quanto à sua ação e ao grupo químico ao qual pertencem.....	32
Tabela 5-	Classificação dos agrotóxicos segundo as vias de entrada e toxicidade aguda expressa em DL ₅₀	36
Tabela 6-	Desvio entre as linhas de evidência e nível de risco ambiental aceitável ou não, conforme a ocupação da área.....	50
Tabela 7-	Comparação dos diferentes tipos de testes de ecotoxicologia usando macroinvertebrados.....	53
Tabela 8-	Coordenadas geográficas dos pontos amostrais na Lagoa de Jacarepaguá e Açude do Camorim.....	62
Tabela 9-	Substâncias químicas de interesse (SQI) analisadas na Lagoa de Jacarepaguá.....	65
Tabela 10-	Condições Cromatográficas do cromatógrafo GC/MSMS TSQ EVO 8000 TRACE 1310.....	67
Tabela 11-	Parâmetros de Qualidade da Água, para cálculo do IQA e seus respectivos pesos (w)	69
Tabela 12-	Faixas do IQA e classificação da qualidade da água para o estado do Rio de Janeiro.....	70
Tabela 13-	Faixas dos Índices de Risco e suas classificações qualitativas e de cores correspondentes.....	78

Tabela 14-	Resultados das análises dos parâmetros físico-químicos e biológicos das amostras de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá – RJ nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coletas 1, 2, 3, 4, 5 respectivamente).....	80
Tabela 15-	Índice pluviométrico e condições de maré no momento das coletas realizadas nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 às 10 horas da manhã.....	83
Tabela 16-	Agrotóxicos detectados por cromatografia gasosa em amostras de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá em abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019.....	85
Tabela 17-	Padrões de qualidade de água salobra, classe II , segundo Resolução CONAMA 357/05 para compostos orgânicos.....	86
Tabela 18-	Concentrações das SQI na Lagoa de Jacarepaguá, zona oeste da cidade do Rio de Janeiro nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coleta 1-5, respectivamente).....	88
Tabela 19-	Valores médios do número de microalgas por mL ($\pm$ DP) nos ensaios crônicos com <i>C. vulgaris</i> e número médio de filhotes por fêmeas de <i>C. dubia</i> ($\pm$ DP). Avaliação do efeito tóxico ($p < 0,05$) utilizando as amostras de água coletada na Lagoa de Jacarepaguá – RJ nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019.....	91

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1-	Avaliação do risco de qualidade de água na Lagoa de Jacarepaguá, zona oeste da cidade do Rio de Janeiro nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coleta 1-5, respectivamente).....	84
Gráfico 2-	Risco Químico das amostras de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá, nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coletas 1-5, respectivamente).....	90
Gráfico 3-	Avaliação do risco ecotoxicológico das amostras de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá, nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coletas 1-5, respectivamente).....	92
Gráfico 4-	Ensaio ecotoxicológico realizados com <i>C. vulgaris</i> , indicando o número médio de microalgas crescidas em 96h, e com <i>C. dubia</i> , indicando o número de filhotes gerados ao longo de 7 dias, nos pontos P1, P2, P3, P4 e P5 nas amostras coletadas durante os meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro/2019 (Coletas 1-5 respectivamente).....	94
Gráfico 5-	Avaliação do Risco Ecológico na Lagoa de Jacarepaguá, zona oeste da cidade do Rio de Janeiro nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coleta 1-5, respectivamente).....	96
Gráfico 6-	Cianobactérias em relação ao número total de indivíduos de algas por mililitro e de Cianobactérias filamentosas em relação ao total de Cianobactérias, nos cinco pontos de monitoramento da lagoa de Jacarepaguá e no ponto de referência (P0) no Açude do Camorim, nas coletas 1, 2, 3, 4, 5 de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019.....	98

Gráfico 7- Risco Ambiental Integrado da Lagoa de Jacarepaguá referente ao período de monitoramento dos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coleta 1 – 4 respectivamente) e nos pontos amostrais P1, P2, P3, P4 e P5.....	100
---	-----

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ANA	Agência Nacional de Águas e Saneamento Básico
ABNT	Associação Brasileira de Normas Técnicas
ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
ARE	Avaliação de Risco Ecológico
BVI	Índice de Vulnerabilidade Biológica
CE	Condutividade Elétrica
CE	Contaminante Emergente
CE50	Concentração que causa efeito em 50% dos organismos
CETESB	Companhia Ambiental do Estado de São Paulo
CI50	Concentração inibitória que reduz a resposta variável em 50%
DDT	Dicloro-difenil-tricloroetano
DQO	Demanda Química de Oxigênio
DZ	Diretriz
ETE	Estações de Tratamento de Esgoto
ETA	Estações de Tratamento de Água
ETDI	Estação de Tratamento de Esgoto e Efluentes Industriais
IBGE	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
IBAMA	Instituto Brasileiro de Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
IET	Índice de Estado Trófico
INCA	Instituto Nacional do Câncer
INEA	Instituto Estadual do Ambiente do Rio de Janeiro
IQA	Índice de Qualidade da Água
LABIFI	Laboratório de Biorremediação e Fitotecnologias
LD	Limite de Detecção
LJPA	Lagoa de Jacarepaguá
LoE	Linha de Evidência
LQ	Limite de Quantificação
MAPA	Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento
MCA	Modelo Conceitual da Área

NTU	Unidade Nefelométrica de Turbidez
OD	Oxigênio Dissolvido
OMS	Organização Mundial da Saúde
ORP	Potencial de Oxirredução
PEAD	Polietileno de Alta Densidade
PEC	Predicted Effect Concentration
pH	Potencial Hidrogeniônico
PNEC	Predicted No-Effect Concentration
RAI	Risco Ambiental Integrado
RC	Resolução CONAMA
IRAmb	Índice de Risco Ambiental
RIMA	Relatório de Impacto Ambiental
SQI	Substância Química de Interesse
SQT	Sediment Quality Triad
SDT	Sólidos Totais Dissolvidos
USEPA	United States Environmental Protection Agency
USGS	United States Geological Survey
VMP	Valores Máximos Possíveis
WoE	Weight of Evidences

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO.....	17
1 OBJETIVOS.....	19
1.1 Objetivo Geral	19
1.2 Objetivos Específicos	19
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	20
2.1 Agrotóxicos: definição	20
2.2 Contexto histórico dos agrotóxicos	20
2.3 Política Nacional e Legislação dos Agrotóxicos	26
2.4 Classificação dos agrotóxicos	30
2.4.1 Organismos Alvo.....	30
2.4.2 Descrição, Propriedades e Estrutura Química.....	32
2.4.2.1 Organoclorados.....	32
2.4.2.2 Organofosforados.....	33
2.4.2.3 Carbamatos.....	34
2.4.2.4 Triazinas.....	34
2.4.2.5 Piretróides.....	35
2.4.3 Toxicidade dos Agrotóxicos.....	35
2.5 Agrotóxicos no ambiente aquático	36
2.6 Avaliação de Risco Ecológico	38
2.6.1 Modelo da Tríade Holandesa na Avaliação de Risco Ecológico.....	43
2.6.2 Linha de Evidência Química.....	51
2.6.3 Linha de Evidência Ecotoxicológica.....	52
2.6.4 Linha de Evidência Ecológica.....	53
2.7 Lagoas Costeiras e Sistemas lagunares.....	54
2.7.1 Lagoa de Jacarepaguá	55
2.7.2 Esgotamento sanitário da região da Lagoa de Jacarepaguá.....	56
3 METODOLOGIA.....	59
3.1 Área de Estudo.....	59
3.2 Amostragem.....	61
3.3 Área de estudo e Modelo Conceitual da Área (MCA)	63

3.4 Avaliação de Risco Ecológico (ARE)	64
3.4.1 Linha de Evidência Química (LoE Química).....	65
3.4.1.1 Substâncias Químicas de Interesse (SQI).....	65
3.4.1.2 Método analítico de quantificação das SQI.....	66
3.4.1.3 Cálculo do Risco Químico.....	68
3.4.2 Linha de Evidência de Qualidade da Água (LoE QA).....	69
3.4.2.1 Cálculo do IQA.....	69
3.4.2.2 Análise dos parâmetros físicos, químicos e biológicos.....	70
3.4.2.3 Cálculo do Risco da Qualidade de água.....	71
3.4.3 Linha de Evidência Ecotoxicológica (LoE Ecotox).....	71
3.4.3.1 Microalga unicelular fotossintética <i>Chlorella vulgaris</i>	72
3.4.3.2 Microcrustáceo <i>Ceriodaphnia dubia</i>	73
3.4.3.3 Cálculo do Risco Ecotoxicológico.....	74
3.4.4 Linha de Evidência Ecológica(LoE Ecol).....	75
3.4.4.1 Índices de Diversidade.....	76
3.4.4.2 Índices de Diversidade de Shannon.....	76
3.4.4.3 Cálculo do Risco Ecológico.....	77
3.4.5 Risco Ambiental.....	77
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	79
4.1 Índice de Risco de Qualidade de Água	79
4.2 Índice de Risco Químico	85
4.3 Índice de Risco Ecotoxicológico	90
4.3.1 Microalga <i>C.vulgaris</i>	90
4.3.2 Microcrustáceo <i>C. dubia</i>	92
4.3.3 Avaliação do Índice de Risco Ecotoxicológico.....	93
4.4 Índice de Risco Ecológico	95
4.4.1 Organismos fitoplactônicos.....	95
4.4.2 Avaliação do Índice de Risco Ecológico.....	98
4.5 Índice de Risco Ambiental	99
5 CONCLUSÃO	101
6 RECOMENDAÇÕES	102
REFERÊNCIAS	103

INTRODUÇÃO

As regiões de Jacarepaguá e Barra da Tijuca fazem parte do município do Rio de Janeiro e abrigam um dos maiores complexos lagunares do Estado do Rio de Janeiro, o Complexo Lagunar da Baixada de Jacarepaguá (REBELO, 2016). Nas últimas décadas e principalmente após as Olimpíadas do Rio em 2016, essas regiões vêm sendo foco de um intenso investimento em urbanização e construções de novos condomínios (LEAL DE OLIVEIRA, 2020).

No entanto, o rápido crescimento e desenvolvimento das regiões de Jacarepaguá e Barra da Tijuca não vêm sendo acompanhado por um investimento em obras de infraestrutura e saneamento básico, como por exemplo na coleta e o tratamento de esgoto (SILVA, 2006). Onde, em muitos condomínios da região é comum a presença de sistemas descentralizados de tratamento de esgoto que lançam seus efluentes na rede de drenagem urbana, tendo como destino os corpos hídricos da região (COHIDRO, 2006). A falta de uma infraestrutura de saneamento adequada para a região vem impactando não só os condomínios, mas também a população mais vulnerável residente no seu entorno, a qual por muitos anos teve como fonte de renda familiar a pesca nas lagoas do complexo lagunar (PIMENTA & MARQUES, 2003).

Os agrotóxicos são utilizados em grande escala no meio rural e chegam até o meio urbano através dos produtos agrícolas, produtos de limpeza, inseticidas (domésticos e carros de fumasse) (SOLOMON et al, 2010). Apesar de pouco estudado em ambientes urbanos, os agrotóxicos são capazes de alcançar os corpos hídricos, podendo ser considerados um dos principais contaminantes de ambientes aquáticos (GRÜTZMACHER et al. 2008). Algumas características como seu grau de toxicidade, persistência no ambiente e capacidade de bioacumulação e biomagnificação ao longo das cadeias alimentares fazem com que muitos destes compostos sejam estudados e monitorados nas diferentes matrizes ambientais (SJERPS et al. 2019). Alguns outros fatores também podem alterar o destino e a permanência dos agrotóxicos em sistemas aquáticos como: propriedades físico-químicas, interação com outras substâncias na água, pH, temperatura, interação com o sedimento, sorção, acumulação e degradação por organismos aquáticos (SOLOMON et al, 2010).

Nas últimas décadas a preocupação em relação aos resíduos de agrotóxicos no ambiente vem aumentando, principalmente devido ao uso indiscriminado e ilegal de

alguns agrotóxicos, muitas vezes adquiridos e aplicados sem a orientação de um profissional especializado (SIQUEIRA et al, 2008; DELLAMATRICE & MONTEIRO, 2014). Somado a isto, o constante crescimento populacional exige uma crescente e excessiva demanda agrícola, resultando em expansões das fronteiras agrícolas e maiores produtividades, com menores perdas para o atendimento das demandas dos acordos comerciais internacionais (EMBRAPA,2018).

Os impactos causados pela presença de alguns poluentes sobre os sistemas lagunares, principalmente os resultantes das atividades antrópicas e o adensamento populacional na zona costeira brasileira, têm exigido mudanças nos conceitos de avaliação ambiental (SAMPAIO, 2008). Obter um método que consiga englobar os resultados da avaliação ambiental, permitindo uma visualização mais ampla e clara dos danos causados no local não é uma tarefa fácil (BHANDARI et al., 2021). A Avaliação de Risco Ecológico (ARE) é uma importante ferramenta para o gerenciamento de áreas contaminadas, com uma visão global e integrada de fatores bióticos e abióticos (SABINO et al., 2021).

A ARE é um método de análise que engloba todo processo de coleta, organização e análise de dados ambientais para estimar a probabilidade de efeitos adversos dos contaminantes ao ambiente a partir de análises químicas, físico-químicas e biológica (PAGLIARINI et al., 2019). A *Environmental Protection Agency* (USEPA, 1998) classifica a ARE como o processo que avalia a probabilidade de ocorrência de efeitos ecológicos adversos como resultado da exposição a fatores de estresse. Neste tipo de avaliação é importante considerar o movimento dos contaminantes através dos compartimentos ambientais e níveis tróficos (FONSECA et al., 2021).

Um dos métodos da ARE se baseia na integração de três linhas de evidências (LoE): a LoE química determina o risco de exposição a partir da detecção e quantificação de um grupo de substâncias de interesse; a LoE ecotoxicológica determina os efeitos tóxicos em organismos aquáticos de laboratório, de níveis tróficos diferentes; a LoE ecológica determina qualitativamente e quantitativamente as características ecológicas do ecossistema (PAGLIARINI et al, 2019). A ponderação das linhas de evidências sugerida por USEPA (1997) é utilizada em múltiplas LoE e o resultado obtido pode indicar o risco ambiental em curso ou possibilidades de danos ambientais futuros.

1. OBJETIVOS

1.1 Objetivo Geral

Promover uma Avaliação de Risco Ecológico (ARE) na Lagoa de Jacarepaguá, decorrente da possível presença de agrotóxicos nas águas superficiais, por meio das Linhas de Evidência de Qualidade de água, Química, Ecotoxicológica e Ecológica.

1.2 Objetivos Específicos

- Calcular o Índice de Risco de Qualidade de água, por meio da avaliação de parâmetros físico-químicos e microbiológicos;
- Calcular o Índice de Risco Químico por meio da quantificação de agrotóxicos, como substâncias químicas de interesse, em amostras de águas superficiais da lagoa;
- Calcular o Índice de Risco Ecotoxicológico, baseado nos resultados de ensaios crônicos com microalgas e microcrustáceos;
- Calcular o Índice de Risco Ecológico, baseado na identificação e quantificação da abundância e riqueza das espécies de microalgas presentes nas amostras de água superficial da lagoa;
- Calcular o Índice de Risco Ambiental com a integração dos índices de risco estimados nas quatro linhas de evidência, para a matriz aquática da Lagoa de Jacarepaguá.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Agrotóxicos: definição

Uma diversidade de nomenclaturas surgiu no decorrer dos séculos para referir-se aos compostos utilizados para combater pragas (BENEVIDES et al. , 2015), como defensivos agrícolas, pesticidas, agrotóxicos, biocidas, praguicidas, dentre outros. Popularmente ou cientificamente conhecidos tornaram-se termos muitas das vezes nomeados conforme a finalidade de seu uso (VAZ, 2006). No entanto, as empresas de agrotóxicos e o Ministério da Agricultura adotam o termo “*defensivos agrícolas*”, visto que, segundo eles, os produtos são utilizados com o objetivo de proteger a produção agrícola (MORAGAS &SCHNEIDER, 2003). Por outro lado, a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) e o Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) adotam o termo “*agrotóxicos*”. Entretanto, desde 1989, está definido pela Lei 7802/89, também chamada Lei de Agrotóxicos, que “*agrotóxico*” é o termo legal, que traduz os riscos potenciais do produto e alerta os trabalhadores rurais e a população.

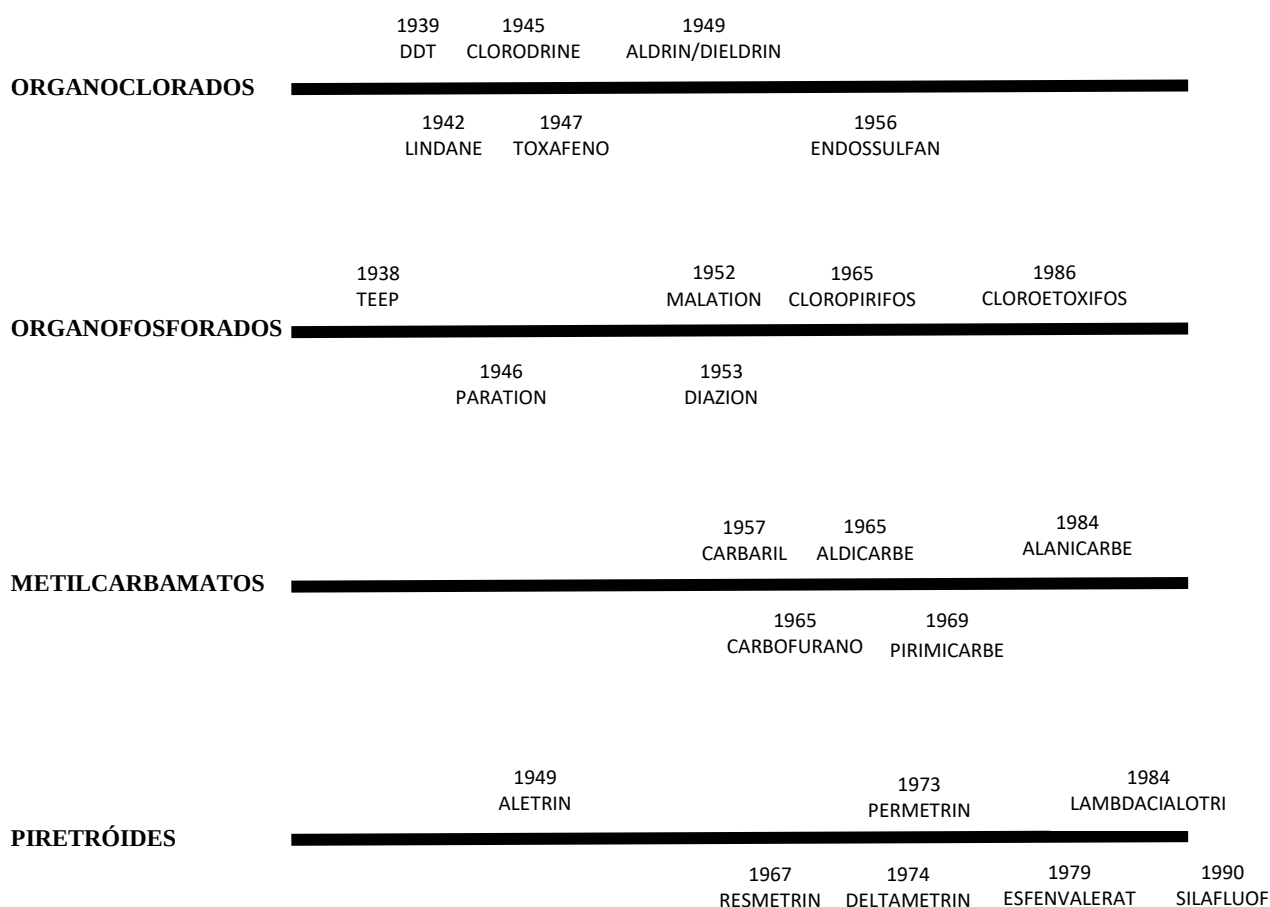
A Lei 7802/89 define agrotóxico como: “Agrotóxicos são os produtos e os agentes de processos físicos, químicos ou biológicos, destinados ao uso nos setores de produção, no armazenamento e beneficiamento de produtos agrícolas, nas pastagens, na proteção de florestas, nativas ou plantadas, e de outros ecossistemas e também de ambientes urbanos, hídricos e industriais, cuja finalidade seja alterar a composição da flora e da fauna, a fim de preservá-las da ação danosa de seres vivos considerados nocivos, bem como as substâncias e produtos empregados como desfolhantes, dessecantes estimuladores e inibidores do crescimento” (BRASIL, 1989).

2.2 Contexto histórico dos agrotóxicos

Alguns registros, datados de antes de Cristo, relatam o controle de insetos e ervas daninhas por compostos inorgânicos em civilizações gregas, romanas e chinesas (MARASCHIN, 2003). No entanto, somente no século XIX, no ano de 1874, Othomar Zeidler sintetizou o primeiro agrotóxico orgânico, sendo que, apenas anos mais tarde, esse composto, o dicloro-difenil-tricloroetano (DDT) foi amplamente estudado pelos cientistas (FLORES et al, 2004).

A partir da década de 1930 a indústria química começou a se interessar por compostos não inorgânicos para serem usados. Segundo ALMEIDA (2009), nesta época alguns elementos químicos como enxofre, arsênio e mercúrio foram banidos, pois verificou-se agravos à saúde humana e do meio ambiente. Com isso, um sistema de sínteses e varreduras de novos compostos químicos orgânicos colaboraram para uma nova era dos agrotóxicos orgânicos sintéticos (Figura 1).

Figura 1: Cronologia dos inseticidas orgânicos descobertos com ênfase às classes químicas



Fonte: Adaptado de CASIDA & QUISTAD, 1998

Em 1939, Paul Mueller, ganhador do prêmio Nobel, observou que o DDT, sintetizado por Zeidler em 1874, era um potente inseticida. Em um primeiro momento, durante a Segunda Guerra Mundial (1939-1945), o DDT foi utilizado como arma química e não para fins agrícolas (RIBEIRO, 2016). Casida e Quistad (1998) destacaram que o sucesso do DDT se deu por diversos motivos, mas o que mais se destacou foi a alta persistência ambiental, tornando-o um inseticida de alta eficiência.

Em um determinado período na Itália, o DDT em pó era pulverizado na pele da população para prevenir a epidemia de tifo, uma doença fatal causada por piolhos. Outro uso de destaque do DDT, nos anos 40 no Brasil, foi na campanha de eliminação do mosquito transmissor da malária (KONRADSEN et al., 2004).

Rachel Carson, em 1962, em seu livro *Silent Spring* trouxe uma nova realidade ao uso indiscriminado dos agrotóxicos. Iniciando-se um movimento ambientalista mundial que buscava alternativas para causar o menor impacto possível com o uso de agrotóxicos. A agência americana USEPA (*Environmental Protection Agency*) surgiu após a manifestação desse movimento. De acordo com Carson (1962, p. 33-34):

“Resíduos de inseticidas foram extraídos de leite materno humano, em amostras testadas pelos cientistas da Food and Drug Administration. Isso significou que a criança amamentada ao seio já estaria recebendo adições diminutas, porém, constantes à carga de substâncias químicas tóxicas que se vai formando em seu organismo. Essa, porém, não é de forma alguma a primeira exposição do bebê ao veneno: há boas razões para se admitir que tal exposição ao veneno começaria enquanto a criança se encontra ainda no ventre materno [...] Esta situação também significa que, hoje, o indivíduo médio começa sua vida, quase com toda certeza, com um primeiro depósito da carga cada vez mais volumoso de substâncias químicas que o seu corpo e será solicitado a carregar consigo daí por diante.”

Na década de 1970, na guerra do Vietnã, também foi constatado o uso de alguns tipos de agrotóxicos como arma química. Nesta guerra química, os Estados Unidos fizeram uso de uma combinação de herbicidas e desfolhantes (ácido diclorofenoxiacético - 2,4-D e ácido 2,4,5-triclorofenoxiacético - 2,4,5-T), que ficou conhecida como *agente laranja*. Esse composto apresentava um alto grau de persistência, causando danos contínuos nas gerações vietnamitas. Atualmente ainda existem resquícios de solos contaminados pelo agente laranja.

Os compostos DDT, agente laranja e muitos outros agrotóxicos que surgiram nas épocas remotas tiveram seus efeitos ambientais negligenciados por muito tempo

(RIBEIRO, 2016). A redução da eficácia e o aumento do seu uso propiciou um poder residual altamente nocivo ao meio ambiente e seus ecossistemas associados.

Em 2009 a ANVISA proibiu o uso de DDT no Brasil com a aprovação da Lei nº 11.936/09, que proibiu a fabricação, importação e exportação, manutenção de estoques, comercialização e o uso do DDT.

Lucchese (2005) reitera que agrotóxicos como o hexaclorobenzeno (HCB), Aldrin e o Lindano que são compostos a base de cloro, que foram banidos do Brasil em 1992, sob fortes pressões sociais, dando origem a lista dos “*doze sujos*” (dirty dozen) de 1985, mundialmente conhecida por conter os doze compostos de efeitos nocivos comprovados e abolidos de diversos países.

Os doze compostos da lista dos “*doze sujos*” são:

1. DDT;
2. Eldrin, Aldrin, Dieldrin;
3. Clordane e Lindane;
4. Heptacloro;
5. Gama BHC;
6. Parathion;
7. Azodrin, Nuvacron;
8. Aldicarb (Temik);
9. Clordimeform: Gelecron, Fundal;
10. 2,4,3T (agente laranja), EDB, DBCP;
11. Paraquat;
12. Fungicidas à base de mercúrio.

No Brasil ainda na década de 1970, teve início a chamada “*revolução verde*” que contou com o apoio de medidas governamentais articuladas, a fim de promover o acesso do agricultor à mecanização e a utilização de insumos como os agrotóxicos. A “*revolução verde*” surgiu nos Estados Unidos na década de 60, utilizando um discurso ideológico de aumentar a produção de alimentos nos países em desenvolvimento para acabar com a fome no mundo. Como consequência negativa dessa época, além de não ter solucionado a fome no mundo, os agrotóxicos começaram a ser utilizados sem uma real necessidade, resultando em pulverizações excessivas e desnecessárias (RUEGG et al., 1991).

Nos dias atuais, com o objetivo de aumentar a produtividade e a eficiência econômica da produção rural, o Brasil se tornou nos últimos doze anos o maior consumidor de agrotóxicos do mundo em números absolutos (NASCIMENTO et al., 2020). No texto para discussão do IPEA de 2019, Moraes (2019) utilizou uma tabela com números absolutos da Organização das Nações Unidas (ONU) para a Alimentação e a Agricultura (FAO), que demonstrou que a partir de 1990 até 2015 ocorreu o crescimento do uso de agrotóxicos nos mais importantes grupos mundiais. O Brasil apareceu como um dos que mais ampliaram seu consumo (Tabela 1).

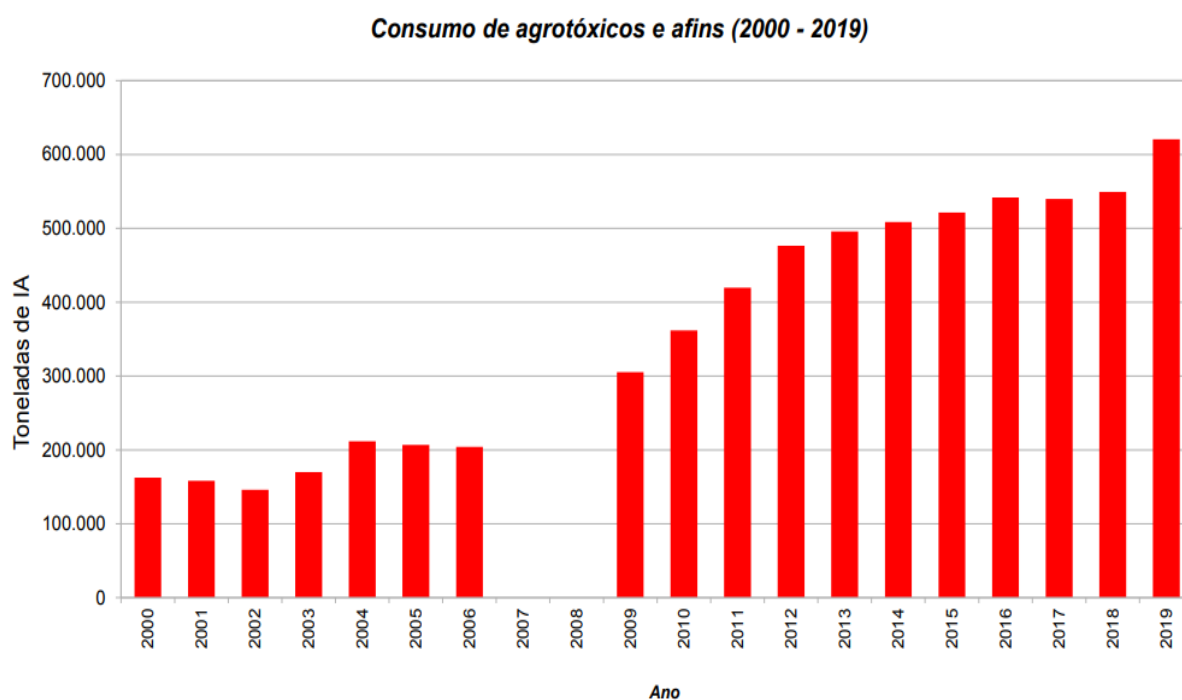
Tabela 1: Consumo de agrotóxicos (toneladas) sobre total mundial nos principais grupos mundiais de 1991 a 2015.

	1991	1995	1999	2003	2007	2011	2015	2015 (1991=100)	% /total mundial (2015)
Argentina	26	41	63	63	77	112	208	794	5,1%
Brasil	58	93	129	181	285	345	375	643	9,2%
Paraguai	3	11	7	15	25	35	27	806	0,7%
Uruguai	2	3	4	7	12	19	17	901	0,4%
África do Sul	17	18	26	27	27	27	27	162	0,7%
China	787	1.079	1.287	1.351	1.620	1.792	1.787	227	43,6%
Índia	73	60	47	40	26	50	56	77	1,4%
Canadá	29	32	42	35	45	66	76	257	1,8%
Estados Unidos	27	27	27	16	47	52	46	171	1,1%
México	80	80	80	68	62	54	53	66	1,3%
Alemanha	95	90	107	78	76	62	71	75	1,7%
França	95	90	107	78	76	62	71	75	1,7%
Itália	93	80	82	88	78	68	61	66	1,5%
Reino Unido	30	34	35	31	22	17	19	62	0,5%
MUNDO	2.290	2.675	3.034	3.150	3.583	3.953	4.098	179	-

Fonte: Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura (FAO)

No Brasil, segundo o IBAMA (2019) os agrotóxicos mais comercializados em 2019 foram os formulados a base dos ingredientes ativos: Glifosato; 2,4-D; Mancozebe; Acefato; Atrazina; Clorotalonil; Dicloreto de Paraquate; Malationa; Enxofre e Corpirifós. Ainda segundo IBAMA (2019), de acordo com o artigo 41 do Decreto nº 4.074, de 4/1/2002, as informações sobre as quantidades produzidas, importadas, exportadas e comercializadas dos produtos contendo agrotóxicos, componentes e afins, registrados no Brasil, têm que ser fornecidas em relatórios semestrais pelas empresas aos órgãos federais e estaduais responsáveis pelo controle e fiscalização dessas substâncias (Figura 2)

Figura 2: Consolidação de dados fornecidos pelas empresas registrantes de produtos técnicos, agrotóxicos e afins (2000-2019), conforme art. 41 do Decreto 4.074/2002.



Fonte: IBAMA(Dados atualizados em 15/08/2020)

Em geral, segundo Carapeto (1999), os benefícios mais importantes que o uso dos agrotóxicos nos trouxeram foram:

- i) Aumento na produção de alimentos devido à proteção contra patógenos, parasitas, predadores;
- ii) Proteção do ser humano ao prevenir doenças;

- iii) Prevenção de apodrecimento de alimentos armazenados.

Por outro lado, mesmo a sociedade tendo atingido níveis significativos de desenvolvimento, o autor aponta graves consequências causadas pelo uso de agrotóxicos:

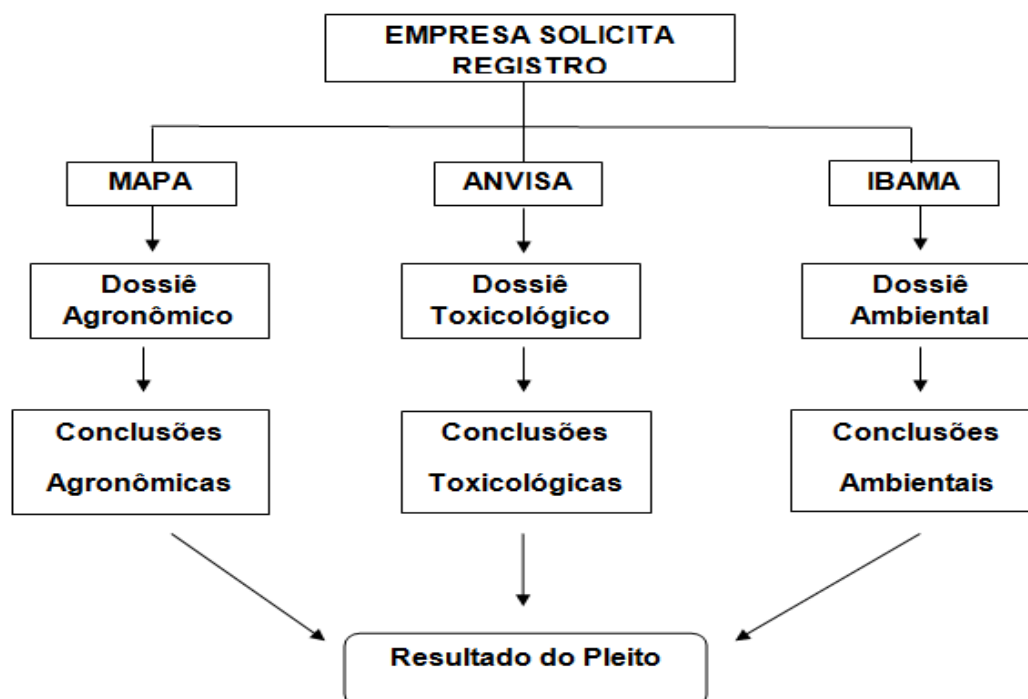
- i) Destruição de espécies não-alvo animais e vegetais;
- ii) Contaminação ambiental afetando as cadeias alimentares;
- iii) Indução de mecanismos de resistência nos organismos-alvo.

2.3 Política Nacional e Legislação dos Agrotóxicos

Na maioria dos países a fabricação, a venda e o uso de agrotóxicos são rigorosamente regulamentados. No Brasil os agrotóxicos, seus componentes e afins são legislados pela Lei nº 7.802 de julho de 1989 e regulamentados pelo Decreto nº 4074, de janeiro de 2002 (SOLOMON et al, 2010).

Peres et al. (2003) descrevem que a Lei nº 7.802/89, exige o registro prévio dos agrotóxicos para sua produção, importação, exportação ou comercialização, de acordo com os requisitos e diretrizes dos órgãos federais. Portarias específicas de cada órgão do governo também legislam sobre os agrotóxicos. Os órgãos e suas respectivas funções independentes são (Figura 3): (i) Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) que é responsável pela realização de um dossiê ambiental, no qual é avaliado o potencial poluidor do produto; (ii) Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) que realiza o dossiê toxicológico, avaliando o quão tóxico é o produto para a população e em quais condições o seu uso é seguro; e (iii) Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) que é atribuída a responsabilidade de avaliar a eficiência e o potencial de uso na agricultura, por meio de um dossiê agrônomo. Cabe também ao MAPA fornecer o registro de agrotóxicos no Brasil após as conclusões agrônomicas, toxicológicas e ambientais.

Figura 3: Fluxograma para obtenção de registro na ANVISA de novo agrotóxico Brasil.



Fonte: adaptado de ANVISA

Segundo SOLOMON (2010) o Brasil exige a apresentação de estudos de mutagenicidade não só para produtos técnicos, mas também para produtos formulados, com testes para detectar mutações genéticas e outro para mutações cromossômicas. Qualquer alteração agrônômica, de risco à saúde ou meio ambiente pode ser reavaliada e modificar a situação do seu registro, podendo ser mantido, alterado, suspenso ou cancelado. Mudanças internacionais no comportamento de determinados agrotóxicos devem ser acatadas pela legislação brasileira, conforme mostra p § 4º do Art. 3 da Lei 7802/89:

“Quando organizações internacionais responsáveis pela saúde, alimentação ou meio ambiente, das quais o Brasil seja membro integrante ou signatário de acordos e convênios, alertarem para riscos ou desaconselharem o uso de agrotóxicos, seus componentes e afins, caberá à autoridade competente tomar imediatas providências, sob pena de responsabilidade.”

Outro ponto importante da Lei reside na permissão de um novo registro de agrotóxico, onde é somente autorizada se este for comprovadamente igual ou de menor toxicidade do já registrado para o mesmo fim (GARCIA et al, 2005). A contribuição desta Lei foi de grande magnitude para a sociedade, vide que ela assegura a qualidade, a eficiência e a segurança dos agrotóxicos utilizados no país. O Brasil é o único país do MERCOSUL com leis mais restritas, sendo isso impeditivo para a comercialização de produtos provenientes da Argentina, Paraguai e Uruguai (LUCCHESI, 2005).

Em julho de 2019, a ANVISA anunciou uma nova classificação em função da toxicidade aguda que deverá ser determinada e identificada com os respectivos nomes das categorias e cores no rótulo dos produtos (Figura 4).

Figura 4: Classificação dos agrotóxicos em função da toxicidade aguda

	CATEGORIA1	CATEGORIA2	CATEGORIA3	CATEGORIA4	CATEGORIA5	NÃO CLASSIFICADO
	EXTREMAMENTE TÓXICO	ALTAMENTE TÓXICO	MODERADAMENTE TÓXICO	POUCO TÓXICO	IMPROVÁVEL DE CAUSAR DANO AGUDO	NÃO CLASSIFICADO
PICTOGRAMA					SEM SÍMBOLO	SEM SÍMBOLO
PALAVRA DE ADVERTÊNCIA	PERIGO	PERIGO	PERIGO	CUIDADO	CUIDADO	SEM ADVERTÊNCIA
CLASSE DE PERIGO						
Oral	Fatal se ingerido	Fatal se ingerido	Tóxico de ingerido	Nocivo se ingerido	Pode ser perigoso se ingerido	
Dérmica	Fatal em contato com a pele	Fatal em contato com a pele	Tóxico em contato com a pele	Nocivo em contato com a pele	Pode ser perigoso em contato com a pele	
Inalatória	Fatal se inalado	Fatal se inalado	Tóxico se inalado	Nocivo se inalado	Pode ser perigoso se inalado	
COR DA FAIXA	VERMELHO	VERMELHO	AMARELO	AZUL	AZUL	VERDE

Fonte dos dados: ANVISA

A ANVISA propõe na legislação:

“A classificação toxicológica de um produto poderá ser determinada com base nos seus componentes, nas suas impurezas ou em outros produtos similares. Para cada categoria haverá a indicação de danos em caso de contato com a boca (oral), pele (dérmico) e nariz (inalatória).”

Um problema apontado por GARCIA et al. (2005) está no fato que no Brasil, a classificação toxicológica serve apenas de indicação de riscos na rotulagem do produto. Seria muito mais eficaz se a classificação pudesse influenciar na distribuição dos agrotóxicos em território nacional fazendo com que os produtos de maior periculosidade sofram restrições de uso, conforme recomendam a OMS e outras organizações mundiais.

Segundo LUCCHESI (2005), o decreto nº 4.074/2002 introduziu um importante e polêmico conceito: o de *produto equivalente*. Este conceito permitiu procedimentos mais simples para o registro de um novo produto. O autor afirma que existe uma grande flexibilidade perante o produto de referência devido à similaridade do produto técnico equivalente.

i) Produto formulado equivalente- *“produto que, se comparado com outro produto formulado já registrado, possui a mesma indicação de uso, produtos técnicos equivalentes entre si, a mesma composição qualitativa e cuja variação quantitativa de seus componentes não o leve a expressar diferença no perfil toxicológico e ecotoxicológico frente ao do produto em referência.”*

ii) Produto técnico equivalente- *“produto que tem o mesmo ingrediente ativo de outro produto técnico já registrado, cujo teor, bem como o conteúdo de impurezas presentes, não variem a ponto de alterar seu perfil toxicológico e ecotoxicológico.”*

A Lei nº 9.974, de 2000 altera a Lei nº 7.802/89 nas questões referentes a embalagens e acondicionamento de agrotóxicos. Esta lei direciona mais detalhadamente estas que são fontes importantes de contaminações ambientais e humanas.

Em setembro de 1998, na Holanda, por meio do Decreto nº 5.360/2005, o Brasil se tornou signatário da Convenção sobre Procedimento de Consentimento Prévio

Informado para o Comércio Internacional de Certas Substâncias Químicas e Agrotóxicos Perigosos. Isso significou um comprometimento entre as partes envolvidas no comércio internacional de agrotóxicos, melhorando a troca de informações e visando à proteção da saúde humana e do meio ambiente (ALMEIDA et al, 2017).

PELAEZ et al.(2010) concluiu que todas as leis e decretos sobre os agrotóxicos permitiram diversos avanços, porém ainda apresentam muitas falhas. Este ainda relata que aspectos relevantes permaneceram abertos, como a validade dos registros aprovados, controle de produtos banidos mundialmente e em uso no Brasil e a falta de maiores pesquisas sob os produtos liberados.

2.4 Classificação dos agrotóxicos

Existem várias maneiras de se classificar os agrotóxicos: por organismos alvos aos quais se destinam; pela sua estrutura química; e por sua toxicidade.

2.4.1 Organismos alvo

Os agrotóxicos compartilham uma propriedade comum que é interferir no metabolismo vital dos organismos aos quais são tóxicos (Tabela 2) (Baird & Cann, 2011).

Tabela 2 : Tipos de agrotóxicos e seus respectivos organismos alvos

TIPO DE AGROTÓXICO	ORGANISMO ALVO
Acaricida	Ácaros
Algicida	Algas
Avicida	Aves
Bactericida	Bactérias
Desinfetante	Micro-organismos
Fungicida	Fungos
Herbicida	Plantas
Inseticida	Insetos
Larvicida	Larvas de insetos
Moluscicida	Caracóis, lesmas
Nematicida	Nematóides
Piscicida	Peixes
Raticida	Roedores
Cupicida	Cupins

Fonte: Adaptado de BAIRD & CANN (2011)

De acordo com o IBAMA (2019), em 2019, assim como em anos anteriores, os grupos de maior consumo no mercado brasileiro foram os herbicidas (60%), os fungicidas (15%) e os inseticidas (12%) (Tabela 3).

Tabela 3: Vendas por classes de usos dos produtos formulados – 2019. Consolidação de dados fornecidos pelas empresas registrantes de produtos técnicos, agrotóxicos e afins, conforme art. 41 do Decreto nº 4.074/2002.

CLASSE DE USO	QUANTIDADE (TONELADAS DE INGREDIENTES ATIVO)	PERCENTUAL (%)
Herbicida	369.578,94	59,56%
Fungicida	94.435,44	15,22%
Inseticida	72.424,84	11,67%
Acaricida, Fungicida	36.709,10	5,92%
Inseticida, Acaricida	27.642,47	4,45%
Acaricida	7.188,28	1,16%
Inseticida, Acaricida, Fungicida	4.302,99	0,69%
Regulador de Crescimento	3.742,43	0,60%
Fungicida, Bactericida	1.245,57	0,20%
Inseticida, Fungicida	1.147,19	0,18%
Inseticida, Cupinicida, Formicida	939,38	0,15%
Inseticida, Nematicida	483,95	0,08%
Fungicida, Formicida, Herbicida, Inseticida, Acaricida, Nematicida	439,25	0,07%
Protetor de Sementes	141,08	0,02%
Inseticida, Acaricida, Cupinicida, Formicida, Fungicida	56,29	0,01%
Formicida, Inseticida	24,11	0,00%
Formicida	20,65	0,00%
Inseticida, Formicida, Fungicida, Nematicida	15,88	0,00%
Moluscicida	0,15	0,00%
Total	620.537,98	100,00%

Fonte dos dados: IBAMA (2019)

O Instituto Nacional do Câncer (INCA) elaborou em 2010 uma tabela onde os três tipos de agrotóxicos mais consumidos no país estão relacionados com os grupos químicos mais encontrados nas respectivas categorias. (Tabela 4)

Tabela 4: Principais categorias de agrotóxicos quanto à sua ação e ao grupo químico ao qual pertencem

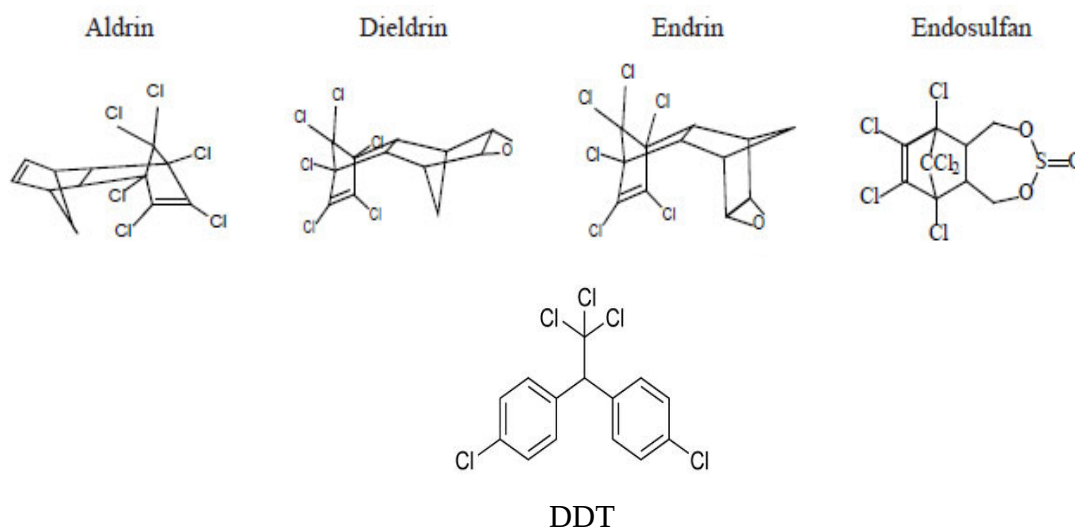
TIPO DE AGROTÓXICO	GRUPO QUÍMICO
Inseticida	Organoclorados
	Organofosforados
	Carbamatos
	Piretróides(sintéticos)
Fungicida	Ditiocarbamatos
	Organoestâmicos
	Dicarboximidas
Herbicida	Glicina substituída
	Derivados do ácido fenoxiacético
	Dinitrofenóis
	Pentaclorofenol

Fonte dos dados: INCA , 2010.

2.4.2 Descrição, Propriedades e Estrutura Química

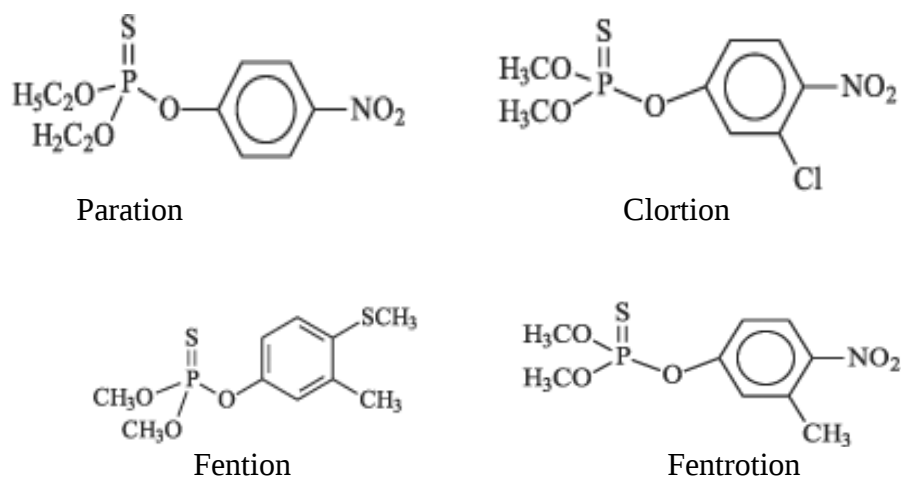
2.4.2.1 Organoclorados

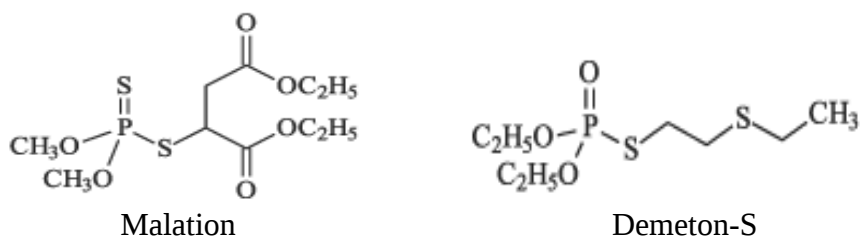
São compostos orgânicos formados basicamente de carbono, hidrogênio e cloro na sua estrutura (Figura 5). Esses compostos são de lenta degradação tanto no ambiente como nos organismos, pois acumulam-se nas células gordurosas do organismo humano e de animais por serem lipossolúveis, terem baixa pressão de vapor e serem bastante estáveis quimicamente (DIAS,2010). Essas características causam efeitos indesejados à saúde dos organismos expostos. Podem persistir no organismo e no ambiente por até trinta anos. Apesar de apresentarem uma baixa toxicidade aguda, seu uso foi proibido devido à tendência de acumulação e biomagnificação na cadeia trófica, logo o homem pode ser contaminado não só por contato direto, mas também por contato indireto através da ingestão de água e alimentos contaminados (QUINETE,2005).

Figura 5: Estrutura química de alguns compostos organoclorados

2.4.2.2 Organofosforados

São compostos orgânicos derivados do ácido fosfórico (Figura 6). São lipossolúveis como os organoclorados, mas pertencem à classe de pesticidas não persistentes, pois se decompõem em dias ou semanas, não acumulando na cadeia alimentar. Porém, esses compostos apresentam uma toxicidade maior para os humanos e mamíferos, sendo os trabalhadores do campo os grandes alvos de intoxicação (FRUGERI,2020).

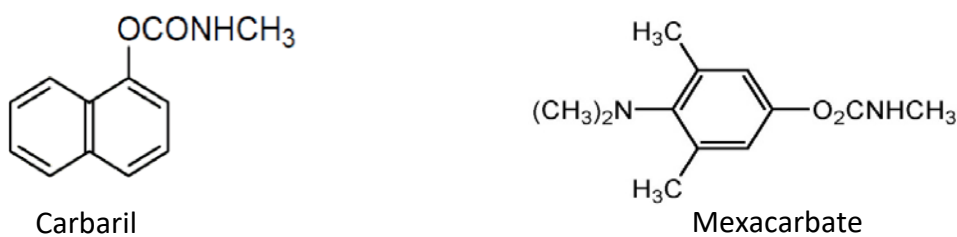
Figura 6: Estrutura química de alguns compostos organofosforados



2.4.2.3 Carbamatos

São compostos orgânicos derivados do ácido carbâmico (Figura 7). Esses compostos são bastante instáveis em meios neutros e alcalinos, à temperatura ambiente. Quando em ambientes aquáticos, estes se decompõem rapidamente causando efeitos adversos em animais expostos (MARASCHIN,2003).

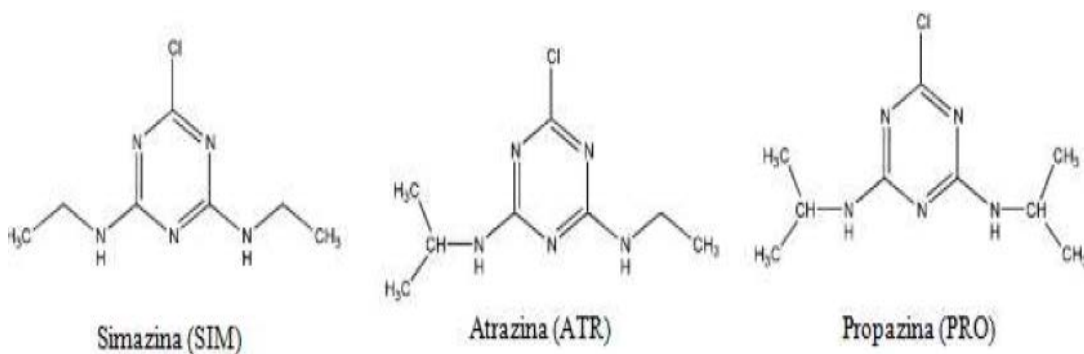
Figura 7: Estrutura química de alguns carbamatos



2.4.2.4 Triazinas

São inibidores de fotossíntese e se apresentam em várias formas estruturais com a presença de nitrogênio (Figura 8). Considerados moderadamente persistentes, sua decomposição depende da quantidade de matéria orgânica presente no solo, pois um solo rico em matéria orgânica é propício à adsorção e ao desenvolvimento de microrganismos (CARABIAS, 2002).

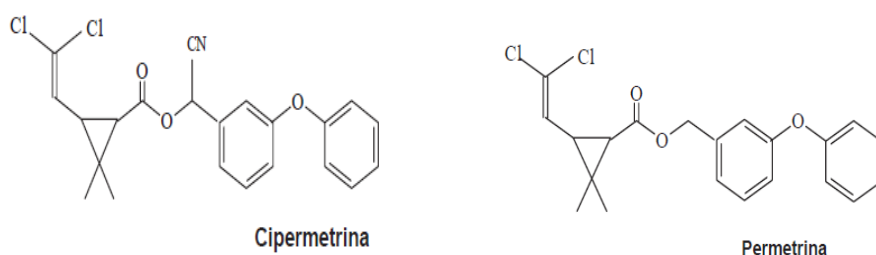
Figura 8: Estrutura química de algumas triazinas



2.4.2.5 Piretróides

São derivados sintéticos da piretrina, que é extraída das flores do *Chrysanthemum (Pyrethrum) cinerariifolium* (Figura 9). Esses compostos sintetizados são mais estáveis e efetivos do que os obtidos naturalmente. Nos últimos vinte anos seu consumo aumentou no uso doméstico, devido à baixa toxicidade para mamíferos e por apresentar baixo impacto ambiental (SANTOS, 2007).

Figura 9: Estrutura química de alguns piretróides



2.4.3 Toxicidade dos Agrotóxicos

Segundo o médico suíço Paracelsus (1493-1541), a diferença entre o remédio e o veneno é a dose. Isto é plenamente aplicado aos agrotóxicos, que se aplicados em doses erradas e sem a devida orientação especializada, podem causar mais prejuízos do que trazer benefícios (WILKENS, 2017). Os casos de intoxicação aguda e crônica são determinados pelo grau de exposição (aguda ou crônica) por vias digestiva, respiratória ou dérmica. A intoxicação aguda se caracteriza pela manifestação rápida dos sintomas, algumas horas após uma exposição aguda, com sintomas bem característicos e de fácil diagnóstico (THUNDIYIL, 2008). A intoxicação crônica se caracteriza pela manifestação dos sintomas de forma mais tardia, podendo estes, levar de meses até anos para aparecerem, sendo verificados após recorrentes curtas ou moderadas exposições (crônicas) e podendo causar distúrbios neurológicos e alguns tipos câncer, dentre outros (THUNDIYIL, 2008).

A Organização Mundial da Saúde (OMS) recomenda que a partir de testes periódicos realizados em laboratórios buscando determinar a dosagem capaz de causar a letalidade de 50% de organismos de prova (DL_{50}), os agrotóxicos sejam classificados em classes toxicológicas distintas, conforme o grau de toxicidade aos seres vivos (Tabela 5).

Tabela 5: Classificação dos agrotóxicos segundo as vias de entrada e toxicidade aguda expressa em DL₅₀.

DL ₅₀ PARA RATOS (mg kg ⁻¹ de peso corporal)		
CLASSE	ORAL	DÉRMICA
Ia Extremamente tóxico	<5	<50
Ib Altamente tóxico	5-50	50-200
II Moderadamente tóxico	50-2000	200-2000
III Pouco Tóxico	>2000	>2000
U Improvável que apresente perigo agudo	>5000	>5000

Fonte dos dados: OMS, 2019

2.5 Agrotóxicos no ambiente aquático

Segundo COSTA et al.(2008) os ambientes aquáticos naturais são sistemas abertos e dinâmicos, onde organismos podem ser expostos a agentes químicos presentes na água e nos sedimentos, promovendo interações diversas entre os componentes bióticos e abióticos, tendo como resultado a desestruturação de todo o ambiente aquático, em seus diversos níveis.

No entanto, para MEYBECK & HELMER (1992) a qualidade de um ecossistema aquático pode ser definida pela presença de diversos tipos de substâncias inorgânicas ou orgânicas em diferentes concentrações, assim como, a composição e estrutura da biota aquática presente. Os processos internos e externos influenciam na qualidade do corpo d'água causando variações temporais e espaciais.

Segundo ISMAEL & ROCHA (2019), a utilização em larga escala dos agrotóxicos é responsável pela contaminação da água, do solo e do ar, causando uma variedade de efeitos tóxicos em diferentes tipos de organismos, incluindo os humanos. As características do solo também afetam, direta e indiretamente seu comportamento no meio aquático. Esses produtos podem atingir os corpos de água por diferentes rotas: diretamente no local de cultivo; através das águas da chuva e de irrigação; percolando no solo até chegar ao lençol freático; no caso dos compostos voláteis aplicados podem volatilizar durante o cultivo; poeira do solo contaminado (material particulado em suspensão); correntes aéreas podem deslocar o agrotóxico pulverizado indo se depositar em áreas distantes (deposições úmidas) (ISMAEL & ROCHA, 2019).

A presença de agrotóxicos nos corpos hídricos é um grave problema de saúde pública, principalmente quando estes são destinados ao abastecimento humano de água (SILVA-MADERA et al., 2021; JIN et al., 2019), sendo então necessárias tecnologias mais avançadas para alcançar a potabilidade da água do que as convencionais normalmente aplicadas (NETO & SARCINELLI, 2009; JIN et al., 2019; SILVA-MADERA et al., 2021).

A contaminação de águas superficiais e subterrâneas depende das características físico-químicas dos compostos, pois esses resíduos acabam por interagir com o ambiente se ligando a material particulado, depositando-se no sedimento ou sendo absorvido por organismos (SILVA & SANTOS, 2007; CAO et al., 2021). Alguns agrotóxicos como os organoclorados possuem alta persistência como uma das características principais, com isso, seus metabólitos podem se tornar um grande risco à saúde humana, podendo estes serem potencialmente mais tóxicos que seus precursores (FLORES et al, 2004; AKHTAR et al., 2021).

Holvoet et al. (2007) propõem que os agrotóxicos podem ser expostos a diversos processos físicos, químicos e microbiológicos nos ambientes naturais, por sorção, dessorção e biodegradação. Sendo assim, algumas características como a estabilidade, seu estado físico e o fluxo do corpo hídrico, podem vir a influenciar na distância que o agrotóxico será transportado, sugerindo que quanto mais distante a fonte de contaminação, menores serão as concentrações do contaminante.

Silva et al (2009) analisaram as águas superficiais de mananciais hídricos nas regiões do Sul do Brasil, detectando em todas as regiões ao menos um tipo de agrotóxico proveniente da irrigação de arroz. O *fipronil* foi detectado em um maior número de amostras em todo período de monitoramento, com concentrações variando de 0,058 a 3,45 µg/L. Segundo os autores, diferente dos outros agrotóxicos analisados, este inseticida apresenta uma persistência maior no solo (123 a 600 dias) como uma característica própria.

Estudos realizados por Meire et al. (2016) para determinar o transporte e as tendências de compostos organoclorados gasosos dissolvidos ao longo de diferentes altitudes em regiões montanhosas no sul e sudeste do Brasil apontam que o fluxo de ar continental em grande escala juntamente com outras variáveis promove a deposição úmida de diferentes produtos químicos semivoláteis, como o endossulfan, DDT e hexaclorobenzeno em águas de locais de altas altitudes. As maiores concentrações

obtidas de organoclorados gasosos foram de hexaclorobenzeno (3,0 a 29 pg/m³) e endossulfanos ($\Sigma = \alpha\text{-endossulfan} + \beta\text{-endossulfan} + \text{sulfato de endossulfan}$, 170 a 260 pg/m³). Sendo 1 pg/m³ equivalente a 10⁻⁹ µg/L.

Moreira et al. (2012) observou a presença de herbicidas e fungicidas nos centros urbanos das cidades de Lucas do Rio Verde e Campo Verde, em Mato Grosso em amostras de águas de poços artesianos, rios e córregos. Com relação à água de córregos e rios, em Lucas do Rio Verde, os resíduos mais frequentemente encontrados foram os de endossulfan, flutriafol e metolacoloro. Em Campo Verde, as amostras de água de córregos e rios coletadas apresentavam os seguintes agrotóxicos: atrazina e seu produto de degradação DEA, endossulfan alfa e beta, clorpirifós, flutriafol, malation metolacoloro e permetrina, em concentrações que variaram até 0,25 µg/L. Na maioria dos casos, os valores encontrados estiveram abaixo daqueles recomendados pela Resolução CONAMA 357. Nos testes ecotoxicológicos foram observadas anomalias em sapos-cururu e presença de agrotóxicos no seu plasma sanguíneo. Tais resultados apontaram uma má qualidade da água potável da região devido às concentrações superiores de agrotóxicos recomendadas pela União Europeia.

Em Henan, na China, Xu et al. (2019) detectaram dezenove agrotóxicos em sete bacias hidrográficas típicas da região com concentrações na faixa de ppb (µg/L). Isoprocarb, fenoburcab, acetamiprida, imidacoloroprida, acetochlor e bentazona apresentaram concentrações em cerca de 80% dos locais de amostragem com valores de 5,62 µg/L a 225,93 µg/L. Em sua maioria organofosforados (oito), os compostos encontrados refletiram uma problemática mundial que é a presença de substâncias em corpos d'água devido ao uso excessivo, descarga persistente no meio ambiente e a ineficiência do tratamento de esgoto.

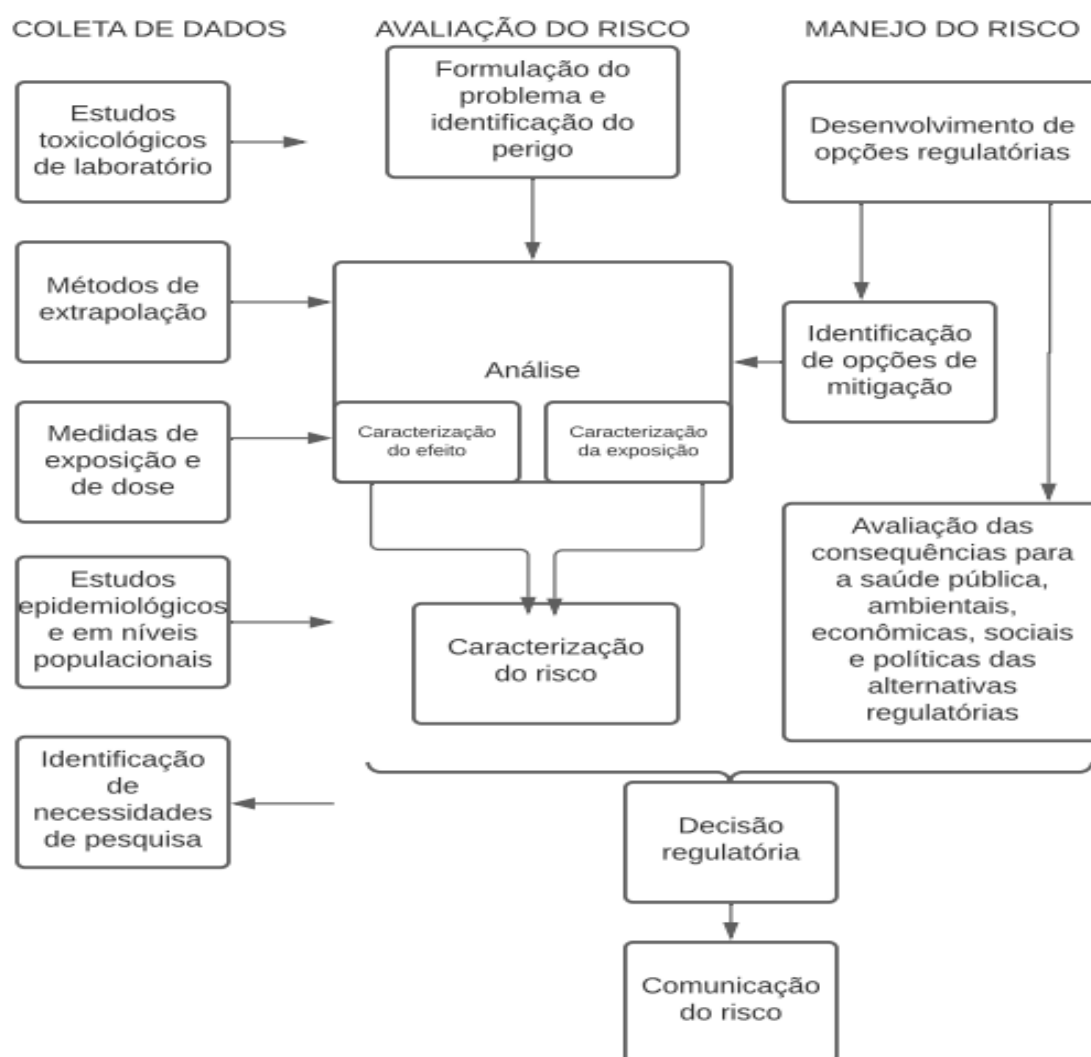
2.6 Avaliação de Risco Ecológico

Os impactos ambientais influenciaram muitas decisões regulatórias e políticas de proteção ambiental na década de 1980. Sob esse efeito, ferramentas e metodologias como "*Ambient Water Quality Criteria*", "*Standard Evaluation Procedures*" e "*Superfund's Environmental Evaluation Manual*" começaram a se padronizar para nortear a análise de risco à saúde humana (USEPA, 2002). Essa avaliação de risco à saúde humana é um processo que estima a probabilidade de ocorrer um determinado

acontecimento e os efeitos adversos causados ao ser humano em termos de segurança, saúde, ecologia ou economia devido à exposição a um ou mais estressores ambientais por um determinado período. Em posse desses resultados é esperado gerenciar o risco de modo a diminuí-lo até alcançar os padrões legais permitidos (JOHNSTON *et al.*, 2002).

FATORELLI & CORSEUIL (2004) definem uma avaliação de risco como um processo utilizado para avaliar e organizar dados, informações, suposições e incertezas para ajudar a entender e prever as relações entre estressores e efeitos. A avaliação de risco é constituída de várias subatividades (Figura 10).

Figura 10: Ilustração gráfica do processo de caracterização de risco



Fonte: Adaptado de Solomon et al. (2010)

Kolluru & Brooks (1998) definem a Avaliação de Risco Ecológico (ARE) como a descrição qualitativa e quantitativa da probabilidade de ocorrer um acontecimento ecológico indesejado específico, que tenha como consequência ecológica: a redução de biodiversidade; a perda de recursos comerciais importantes; ou até a instabilidade do meio. As evidências dos efeitos desses acontecimentos definem os níveis de riscos podendo ser classificados como baixo, intermediário e alto.

Em 1998, a USEPA (Agência de Proteção Ambiental dos EUA) propôs a metodologia mais utilizada atualmente para a Avaliação de Risco Ecológico (ARE), sendo esta reconhecida como uma poderosa ferramenta de tomadas de decisões em locais contaminados ou suspeitos. Esta agência americana define ARE da seguinte forma:

“Uma avaliação de risco ecológico é o processo para avaliar a probabilidade do meio ambiente ser impactado como resultado da exposição a um ou mais estressores ambientais, como produtos químicos, doenças, espécies invasoras e mudanças climáticas.”

A ARE pode ser desenvolvida usando um ou mais das seguintes técnicas apresentadas detalhadamente no documento (USEPA, 1992):

- i) Técnicas de estudo de campo;
- ii) Ordenamento categórico;
- iii) Comparação de pontos de exposição e efeitos adversos;
- iv) Comparações entre possíveis relações entre os estressores resposta;
- v) Estudos da variabilidade da exposição e/ou efeitos estimados;
- vi) Utilização de modelos que possam ser uma aproximação, parcial ou total, da exposição e dos efeitos adversos ao ecossistema.

Tal metodologia possui uma estrutura que engloba três fases: (i) formulação do problema; (ii) fase de análise; e (iii) caracterização do risco. Na *formulação do problema* os dados são coletados para ajudar a determinar quais receptores estão em risco e precisam ser protegidos. Após a coleta dos dados é proposto o Plano de Análise com os parâmetros (*endpoints*) que serão analisados e a partir deste momento um Modelo Conceitual é elaborado. Este modelo irá identificar potenciais fontes de

contaminação, contaminantes de interesse, vias de exposição, receptores e efeitos a serem avaliados. Na *fase de análise* determina-se em que grau determinados receptores estão expostos e se esse nível de exposição causa efeitos ecológicos prejudiciais ou não. Por último, a *caracterização do risco*, que se divide em dois componentes: a estimativa de risco que combina perfis de exposição com os efeitos da exposição e a descrição do risco que fornece informações importantes para interpretar os resultados do risco e identifica um nível de efeitos nocivos aos receptores de interesse (USEPA, 1998).

Sendo assim, a ARE é um instrumento que permite uma avaliação mais precisa dos riscos reais dos receptores ecológicos afetados pelo contaminante facilitando o processo de decisão na gestão dos locais poluídos (NIEMEYER et al. 2007). Quando bem avaliada, a ARE é essencial para evitar danos aos ecossistemas e uma possível ecorestauração do sistema, sendo fundamental para uso e regulação de diversos produtos químicos manufaturados, como agrotóxicos e compostos industriais (ROHR et al. 2016).

A USEPA (1997) reitera que na ARE existe o reconhecimento que os organismos presentes em um sistema ambiental fazem parte da cadeia trófica, logo a importância de se considerar as inter-relações existentes nos diferentes níveis tróficos que integram a pirâmide energética. A proteção das funções das populações, das comunidades e dos ecossistemas é um objetivo da ARE.

JENSEN & MESMAN (2006) elaboraram uma metodologia de ARE, descrevendo dois tipos de análise de risco ecológico: o *preventivo* e o *retrospectivo*. O *preventivo* seria realizado anteriormente à descarga de substâncias químicas ou à introdução de algum estressor. Já o *retrospectivo* seria realizado após a contaminação ambiental já ter ocorrido, analisando os riscos que o ecossistema estaria lidando, possuindo um caráter de diagnóstico.

No Brasil a ARE ainda não é uma ferramenta obrigatória para se cumprir a legislação ou como medida preventiva de decisões de proteção ambiental. No entanto, a ARE está prevista no Art. 27 § 1º da Resolução CONAMA nº 420 de 28 de dezembro de 2009 (alterada pela Resolução CONAMA nº 460 de 30 de dezembro de 2013), a qual dispõe sobre critérios e valores orientadores de qualidade do solo quanto à presença de substâncias químicas e estabelece diretrizes para o gerenciamento ambiental de áreas

contaminadas por tais substâncias em decorrência da atividade humana. Assim, de acordo com o referido Art. 27. § 1º:

“Nas situações em que a existência de determinada Área Contaminada sob Investigação (AI) ou Área Contaminada sob Intervenção (ACI) possa implicar em impactos significativos aos recursos ambientais, o gerenciamento do risco poderá se basear nos resultados de uma avaliação de risco ecológico, a critério do órgão ambiental competente” (BRASIL, 2009).

A CETESB, órgão ambiental do Estado de São Paulo, estabeleceu em 2001, uma lista de valores orientadores para solos e águas subterrâneas, composta por valores de referência, alerta e intervenção. Toda a metodologia utilizada pelo CETESB é norteada pela metodologia de ARE da USEPA. A revisão mais recente dos valores orientadores se encontra na Decisão de Diretoria nº 045/2014 (CETESB, 2014).

Conforme a Política Nacional do Ambiente (Lei nº 6.938 de 1981), são considerados bens a proteger:

- i) a saúde e o bem-estar da população;
- ii) a fauna e a flora;
- iii) a qualidade do solo, das águas e do ar;
- iv) os interesses de proteção à natureza/paisagem;
- v) a ordenação territorial e o planejamento regional e urbano;
- vi) a segurança e ordem pública.

Em 2007 a CETESB lançou a Decisão de Diretoria nº 103/2007 que aborda implicitamente uma avaliação de risco ecológico, uma vez que segundo a Política Nacional do Ambiente, os bens a proteger incluem fauna e flora e a qualidade de solos, águas e ar.

A Resolução CONAMA nº 420 de 28 de dezembro de 2009 tomou como iniciativa a criação do Banco de Dados Nacional de Áreas Contaminadas (BDNAC), que tem como objetivo uma transparência das informações sobre áreas contaminadas através de dados disponibilizados pelos órgãos ambientais estaduais. Atualmente, apenas Rio de Janeiro (INEA), São Paulo (CETESB) e Minas Gerais (FEAM)

apresentam relatórios anuais das áreas contaminadas e disponibilizam os dados cadastrados para consulta pública em seus sites. A Associação Brasileira de Normas Técnicas (ABNT) por meio do Grupo Técnico de Risco Ecológico é quem desenvolve atualmente a normatização da ARE para o Brasil (PAGLIARINI, 2019).

Um ponto crítico da ARE segundo (BURTON & JOHNSTON, 2010) é a relação de causa-efeito entre estressores e biota, sendo um passo essencial para a gestão e preservação do meio ambiente. Esta relação costuma ser complexa exigindo uma avaliação rebuscada do ecossistema e das matrizes ambientais que o compõe, identificando os principais estressores e suas origens, as vias de exposição, e outros atributos que possam influenciá-los. Os autores destacam a importância de se levar em consideração as condições ambientais no presente e o no futuro utilizando múltiplas linhas de evidências com resultados que possam fornecer novas informações relevantes, realistas e confiáveis que serão posteriormente utilizadas nas tomadas de decisões.

2.6.1 Modelo da Tríade Holandesa na Avaliação de Risco Ecológico

A abordagem Tríade foi originalmente desenvolvida na Holanda para avaliar a qualidade dos sedimentos (*Sediment Quality Triad -SQT*). A Tríade Holandesa se baseia no conceito do processo de combinação de informações de várias linhas de evidência (LoE): linha de evidência química, linha de evidência ecotoxicológica e linha de evidência ecológica, para chegar a uma conclusão sobre um sistema ou estressor (Figura 11).

Figura 11: Esquema da integração de três campos de pesquisa de acordo com o método da Tríade holandesa



Fonte: Adaptada de JENSEN e MESMAN (2006)

Segundo Chapman (1990), a LoE química é baseada na concentração das substâncias químicas de interesse (SQI) no meio ambiente, acumulado na biota, ou modelados a partir de cadeias alimentares. A LoE ecotoxicológica é baseada em bioensaios com espécies coletadas no ambiente estudado ou cultivadas em laboratório, ou biomarcadores. A LoE ecológica é baseada em observações ecológicas como densidade de vegetação, microfauna, biodiversidade, matéria orgânica, nutrientes. Tal abordagem minimiza a chance de falso positivo e conclusões falsas negativas. Nessa metodologia a informação fornecida por cada componente é única, complementar e necessária porque nenhum componente sozinho fornece informações sistêmicas (CHAPMAN, 1990).

Em diversos países como Finlândia, Suécia, Itália, Dinamarca e Espanha ,onde a ARE vem sendo aplicada, existem variados trabalhos sendo realizados com o objetivo de desenvolver e refinar as metodologias ARE (SILVA, 2018). Na Finlândia, Sorvari (2013) estudou a combinação da tríade, com análise de decisão multicritério e análise estatísticas para avaliar os riscos para a biota terrestre em um antigo aterro sanitário contaminado por hidrocarbonetos de petróleo (PHCs) e metais. Na Suécia, Ribé (2012) utilizou a metodologia tríade para realizar uma caracterização de risco de um antigo tratamento de superfície e indústria de metal em Eskilstuna. Tal metodologia aplicada foi considerada adequada para conduzir avaliações de risco ambiental aprimoradas, a fim de alcançar processos de remediação sustentáveis.

Já na Itália, Semezin (2008) utilizou a abordagem de Peso de Evidência definindo três índices de efeito integrado, estimando o comprometimento em ecossistemas terrestres causado por estressores. Os índices de efeito integrados combinaram as informações fornecidas pelos pontos finais de medição de cada linha de evidência (química/biodisponibilidade, ecologia e ecotoxicologia) e permitiram analisar o grau de comprometimento destacado por cada ponto final de medição como diferença da condição de referência.

Na Dinamarca, Dirven-van Breemen et al. (2006) decidiu usar um local contaminado em Skagen, como um estudo de caso. Nos anos de 1960, o local era usado para secar as redes de pesca após o revestimento com alcatrão pesado. Durante o processo de secagem, parte do alcatrão foi lixiviado para o solo abaixo das redes, o que deixou a área com níveis de Polihidroxialcanoatos (PAH) consideráveis. O estudo mostrou claramente que as informações de três LoE fornecem mais detalhes e

informações sobre o risco do que a comparação genérica das concentrações totais do solo e níveis de triagem do solo. Na Espanha, Gutierrez (2005) desenvolveu uma metodologia de ARE específica com base na tríade de um solo contaminado em torno de um aterro fechado não vedado, para implementar e validar essa metodologia no País Basco. O procedimento consistia na aplicação de um Módulo de Seleção de Parâmetros com o objetivo de selecionar os parâmetros mais adequados para as características específicas do solo contaminado do aterro, levando em consideração o uso pretendido do solo, os serviços ecossistêmicos pretendidos e a natureza dos contaminantes. Em seguida, os critérios de avaliação de risco foram desenvolvidos e aplicados.

Algumas pesquisas envolvendo a aplicação da tríade no Brasil, vêm sendo realizadas como o recente trabalho de PAGLIARINI et al. (2019) que explorou a metodologia em ambientes naturais tropicais, realizando um estudo no município de Bom Repouso, Minas Gerais, onde, neste local é comum a contaminação dos ecossistemas do entorno por agrotóxicos. Neste estudo, as classificações de risco encontradas para cada LoE foram diferentes. Em um dos reservatórios, por exemplo, em determinado ponto obteve-se risco nulo para LoE Ecotoxicológica, risco alto para LoE Ecológica e risco altíssimo para LoE Química, com a integração de resultados revelando um risco alto bem próximo ao valor de risco altíssimo. Neste caso, a ARE obtida quantificou, mas não qualificou a origem da degradação ambiental.

Outro exemplo de estudo foi o de SANCHEZ (2012) que aplicou a metodologia ARE no ecossistema aquático da bacia hidrográfica do Lobo em Brotas-SP baseado nos processos de coleta, organização e análise de dados ambientais como meio de se estimar e tentar prever as consequências das alterações ambientais para este ambiente. Agentes estressores como a introdução de espécies exóticas, o desenvolvimento das pescas esportiva e comercial, a expansão de empreendimentos imobiliários, as emissões clandestinas de efluentes domésticos não tratados e o descarte de efluentes sólidos por parte da população, proporcionaram a perda da qualidade ambiental e a degradação dos habitats nessa bacia hidrográfica. O autor afirma que apesar desta área de estudo ter uma importância ecológica, poucos foram os esforços realizados, já que a maioria dos estudos realizados no local era direcionada as análises pontuais de uma ou outra comunidade biológica, e sua relação com as variáveis climatológicas e hidrodinâmicas.

Ao integrar os resultados dos riscos dos componentes água e sedimento, o autor observou a linha de evidência ecológica como a de maior peso, seguida da linha de evidência química e ecotoxicológica.

TALLINI (2010) apresentou em seu trabalho uma metodologia de avaliação de risco ecológico do ambiente aquático no Rio Jacuí, no município de São Jerônimo (RS) utilizando-se dados provenientes de programas de monitoramento ambiental. e considerou como variável explicativa deste estudo, as evidências registradas nos compartimentos abióticos, água superficial e sedimento. Neste modelo proposto, o indicador químico levou a exposição nas faixas de risco médio e alto, indicando que tanto as águas superficiais como o sedimento eram áreas com contaminação histórica por metais pesados. Além disso, o indicador de toxicidade relacionado às águas superficiais apresentou risco baixo sendo que no sedimento ocorreu aumento na proporção de risco alto. O indicador biológico respondeu às cargas de estresse da mesma forma e apresentou pontos amostrais com diferentes riscos ecológicos.

JENSEN e MESMAN (2006) organizam a ARE em (Figura 12 e 13):

- Estágio I. Caracterização da área e descrição do uso da terra.
- Estágio II. Determinação de aspectos ecológicos.
- Estágio III. Avaliação específica do local (performance da tríade):

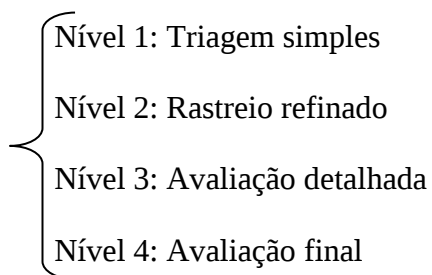
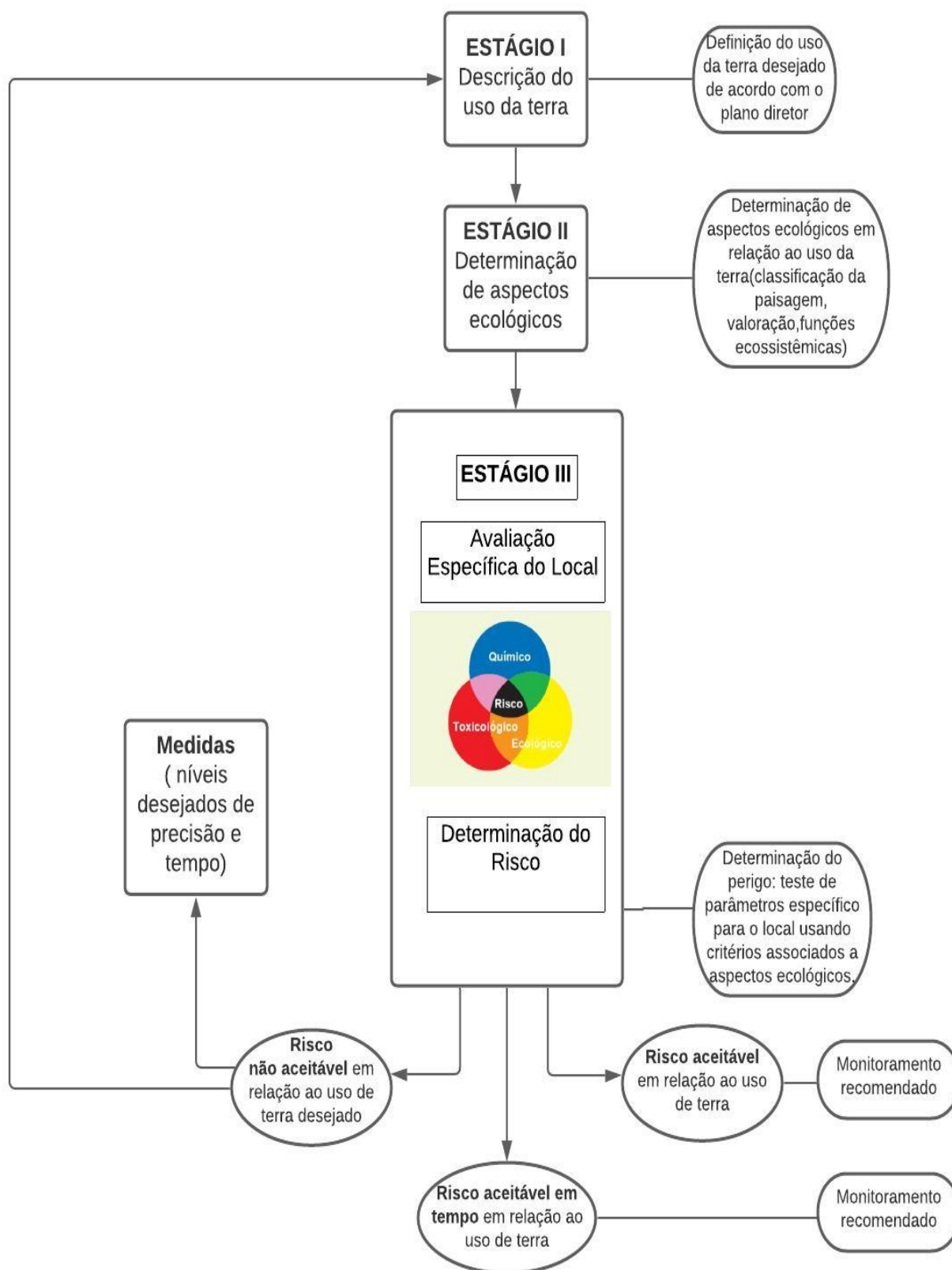
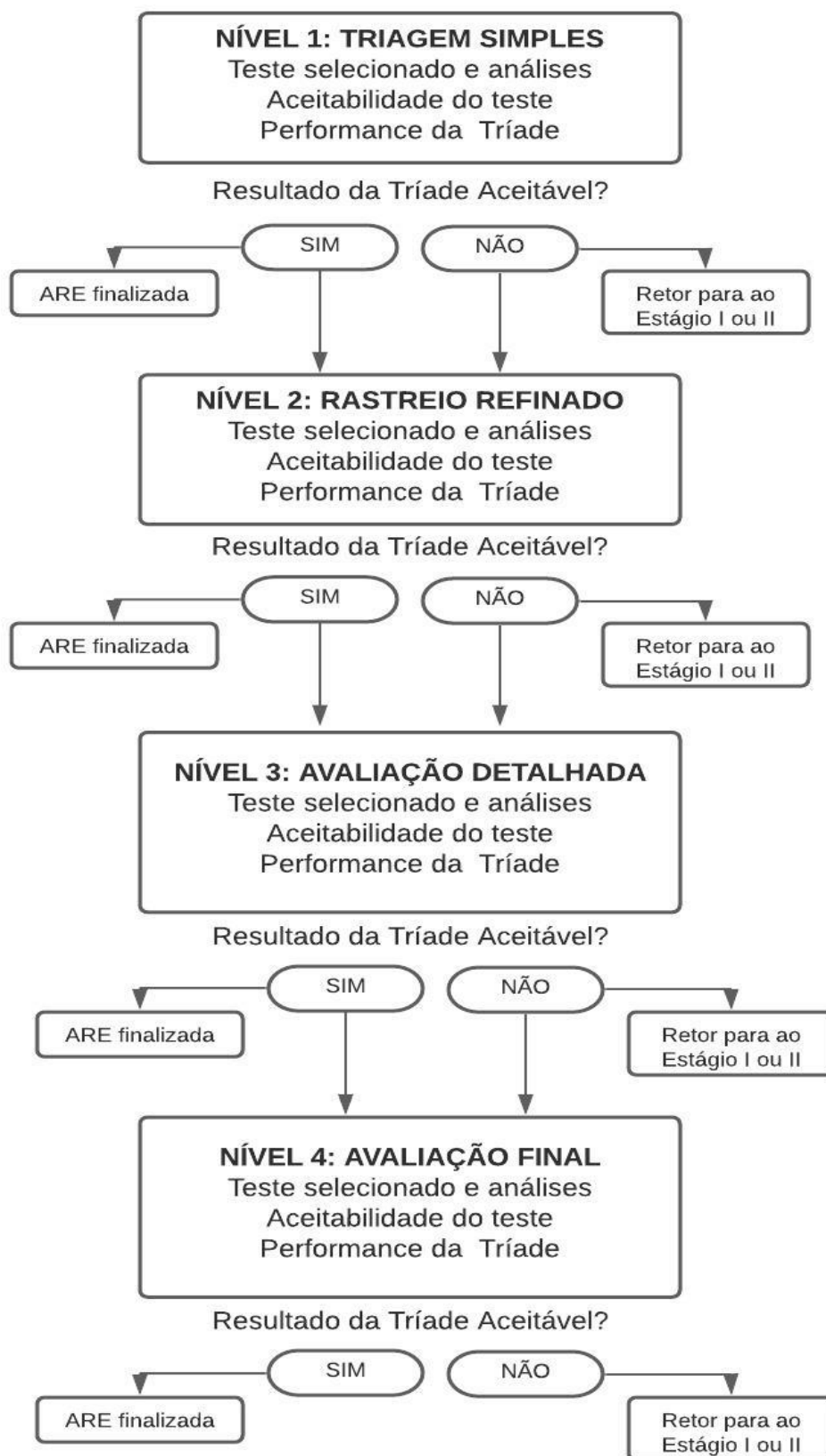


Figura 12: Fluxograma básico para ARE.



Fonte: Adaptado de JENSEN e MESMAN (2006)

Figura 13: Fluxograma da ARE seguindo os níveis de aperfeiçoamento do método.



Fonte: Adaptado de JENSEN e MESMAN (2006)

Para a interpretação dos fluxogramas das Figuras 12 e 13 é importante a definição de “*endpoints*”, que segundo Rebelo & Caldas (2014) é uma entidade ecológica (uma espécie, um grupo funcional de espécies, uma comunidade) ou atributos (característica da entidade que deve ser protegido e está potencialmente em risco) de um valor ambiental que se deseja proteger.

No Estágio I da ARE é determinado o que se espera da avaliação e para que fins a área será utilizada. No Estágio II em posse do problema descrito é determinado o plano para analisar o risco esquematizado, que deve conter a escolha dos *endpoints*, dos parâmetros que serão analisados e da estação de referência, esta escolhida após a caracterização da área de estudo (USEPA, 1998). Os *endpoints* e os parâmetros devem refletir os riscos aos indivíduos, às populações e às interações e interrelações bióticas e abióticas do ecossistema, por isso sua complexidade (JENSEN & MESMAN, 2006).

As análises são realizadas no Estágio III da ARE, onde os primeiros dados são gerados com a coleta das amostras e posteriores análises no laboratório. Nesse momento é preciso determinar os pontos fortes e as limitações destes dados sobre a exposição e aos receptores do ecossistema (USEPA, 1998).

Após o Estágio III da ARE, caracteriza-se o risco onde os avaliadores discutem sobre os riscos ecológicos encontrados na área de estudo através da interpretação dos resultados, indicando a confiabilidade nas estimativas e justificando as evidências que caracterizam tais estimativas a fim de construir o cenário de risco (REBELO & CALDAS, 2014). Depois da caracterização do risco, os gestores de risco, levando em conta seus objetivos para a área utilizam os resultados da avaliação de risco, juntamente com outros fatores, na tomada de decisões (USEPA, 1998).

De acordo com a Figura 13 observa-se uma hierarquia de ações. O Nível 1 determina se a área pode ou não ser excluída das análises dos demais níveis, sendo uma prévia da representação espacial do risco (JENSEN & MESMAN 2006). Tal ação ocorrerá se a área investigada representar pouco ou nenhum risco para os receptores ecológicos ou risco elevado necessitando de remediação (DAGNINO et al., 2008). Se os resultados ainda não forem suficientes para a determinação do risco, prossegue-se para o Nível 2 (JENSEN & MESMAN 2006). Se ocorrerem valores elevados de desvios das três LoEs, tais valores indicam incertezas quanto ao nível do risco encontrado (Tabela 6), sendo sugerido avançar com avaliações detalhadas em níveis superiores, conforme o

tipo de área (natural, residencial, industrial) e o risco aceitável nessas áreas (DAGNINO et al., 2008).

Tabela 6: Desvio Padrão (D) entre as linhas de evidência e nível de risco ambiental (IRAmb) aceitável ou não, conforme a ocupação da área.

DESVIO (D)	NÍVEL DE RISCO AMBIENTAL	CONCLUSÃO (TIPO DE ÁREA*)	
		ACEITÁVEL	NÃO ACEITÁVEL
D<40	0,00<IRAmb<0,25	N, A, R, I	
	0,25<IRAmb<0,50	A, R, I	N, A (com espécies de interesse)
	0,50<IRAmb<0,75	I, [R]	N, A, R (com função agrícola/ecológica)
	0,75<IRAmb<1,00	I (solo impermeabilizado)	N, A, R, I (com função agrícola/ecológica)
D>0,4 Estudos posteriores	0,00<IRAmb<0,25	A, R, I	N, A (com espécies de interesse)
	0,25<IRAmb<0,50	I, [R]	N, A, R (com função agrícola/ecológica)
	0,50<IRAmb<1,00	I (solo impermeabilizado)	N, A, R, I (com função agrícola/ecológica)

*N= Área natural; A= Área agrícola; R= Área residencial; I=Área industrial

Fonte: Adaptado de DAGNINO et al. (2008)

Mendes et al. (2017) baseados na abordagem da tríade holandesa traduziram quantitativamente os resultados obtidos em cada LoE em escalas de 0 a 1, com 0 correspondendo ao risco mínimo e 1 ao risco máximo característico de cada componente. Desta forma de classificação dos riscos permitiu observar a contaminação ao longo dos pontos amostrais e quais as áreas de monitoramento estavam sendo mais afetadas.

Outra abordagem da tríade holandesa utilizada por Chapman (1990) foi o peso das evidências (WoE – *Weight of Evidence*), que permite determinar possíveis impactos ecológicos em uma área contaminada através da integração de múltiplas linhas de evidências. A utilização de pesos para cada linha de evidência garante uma maior uniformidade dos dados obtidos. Normalmente os pesos menores são atribuídos à linha de evidência química, os pesos intermediários relativos a bioensaios e

biodisponibilidades de poluentes e o maior peso é atribuído ao efeito população-comunidade que está relacionado à diminuição da biodiversidade (DAGNINO et al., 2008).

Jensen & Mesman (2006) listam três princípios básicos para que se possa aplicar a metodologia do peso de evidência (WoE):

- i) Considerações ecológicas permitem a aplicação de pesos diferenciados em determinados parâmetros. Esta aplicação de pesos deve ser decidida no momento do desenvolvimento do modelo conceitual da área. Tal atitude propicia uma maior atenção às espécies-chave, ou espécies em extinção.
- ii) Pesos menores podem ser atribuídos em caso de testes com elevada incerteza ou com alta variabilidade de resultados.
- iii) Pode haver diferença dos efeitos medidos e calculados nos receptores biológicos por se tratar de ecossistemas dinâmicos.

2.6.2 Linha de Evidência Química

A atividade antropogênica no meio ambiente acarretou, nos últimos anos, um aumento alarmante nos níveis dos compostos xenobióticos encontrados nos ambientes aquáticos. A consequência deste fato é a redução da qualidade ambiental, afetando assim todos os seres vivos deste ecossistema. Atividades ou atitudes inapropriadas como o lançamento de esgotos domésticos juntos aos rios e mares, lançamento de efluentes industriais, processos de drenagem agrícola, descartes de resíduos sólidos químicos, vêm contribuindo para o aumento da contaminação dos ambientes aquáticos por metais pesados, compostos orgânicos, agrotóxicos e muitos outros compostos químicos (ARLAS et al., 2007).

A linha de evidência química auxilia na avaliação da qualidade ambiental do ambiente aquático estudado, indicando quais compostos xenobióticos estão presentes e as concentrações encontradas. Ainda permite observar a dinâmica da variação dessas substâncias no ecossistema ao longo do estudo. É possível através dessa metodologia determinar se as substâncias químicas de interesse (SQI) estão dentro ou acima dos limites aceitáveis na Legislação de cada região ou país, comparando os valores encontrados nas diferentes matrizes ambientais, com os limites máximos permitidos por Leis ou Normas ou até mesmo na literatura científica, para alguns contaminantes que ainda não foram estabelecidos limites seguros ou limites ambientais (SABINO, 2018).

2.6.3. Linha de Evidência Ecotoxicológica

HOFFMANN et al. (2003) afirma que o termo ecotoxicologia foi citado inicialmente por René Truhaut em 1969, como uma extensão natural de toxicologia – a ciência dos efeitos tóxicos em organismos individuais, para os efeitos ecológicos de poluentes. O ecossistema aquático sofre com os efeitos de substâncias químicas tóxicas despejadas sobre os corpos hídricos. Para se avaliar tais efeitos sobre seus organismos representativos utiliza-se a ecotoxicologia aquática, a fim de observar a manifestação dos efeitos tóxicos em diferentes níveis de organização, desde estruturas celulares até indivíduos, populações e comunidades (TALLINI, 2010). A ecotoxicologia aquática envolve o transporte, a distribuição, a transformação e o destino final dos contaminantes no ambiente aquático (SALOMÃO et al., 2020). Os ecossistemas aquáticos constituem os principais receptores de contaminantes lançados diretamente nos corpos d'água por meio das descargas de efluentes, emitidos no ar ou depositados nos solos, por isso os ensaios de toxicidade aquática são bastante utilizados (TALLINI, 2010).

Baseado no princípio fundamental quanto à presença de agentes tóxicos estressores do ecossistema, os organismos vivos utilizados nos ensaios de toxicidade dependem diretamente da dose desses agentes para responderem. Esses bioensaios podem ser realizados de forma aguda (curta duração), através da avaliação de parte do ciclo de vida dos organismos com a análise de mortalidade, imobilidade ou influência de reações bioquímicas; ou de forma crônica abrangendo grande parte ou o ciclo de vida dos organismos com a análise da reprodução, crescimento e deformidades (ROMANELLI, 2004).

Na interpretação dos resultados obtidos é indicado o uso de espécies que a fisiologia, a genética e o comportamento sejam conhecidos. Existem características essenciais para que espécies aquáticas sejam utilizadas em bioensaios de ecotoxicidade, são elas: sensibilidade constante e elevada aos contaminantes; disponibilidade e abundância; uniformidade e estabilidade genética de populações; representatividade de seu nível trófico; significado ambiental em relação à área de estudo; ampla distribuição e importância comercial e; facilidade de cultivo e de adaptação às condições de laboratório (ADAMS & GREELEY, 2000; SALOMÃO et al., 2020).

Em estudos de águas superficiais, como o presente trabalho, várias espécies de algas podem ser utilizadas nos ensaios. Invertebrados aquáticos como os microcrustáceos Daphnídeos também são bastante usados por serem sensíveis a

compostos xenobióticos presentes na coluna d'água, representando um elo importante na cadeia trófica. Outra espécie aquática que vem sendo frequentemente utilizada em ensaios ecotoxicológicos são os peixes, devido sua importância na cadeia trófica (HOFFMAN et al., 2003).

Os ensaios de ecotoxicológicos apresentam complexidade que se estendem de bioensaios com apenas uma espécie até com multiespécies em nível de ecossistema. Na Tabela 7 são apresentados os três tipos básicos de testes de ecotoxicidade.

Tabela 7: Comparação dos diferentes tipos de testes de ecotoxicologia usando macroinvertebrados

Tipos de testes	Duração	Fonte de coleta dos organismos	Resultados *
<i>Única espécie</i>			
Agudo	48 a 96 horas	Cultivados, adquiridos, coletados	M, COMP, C (deposição)
Ciclo de vida (crônico)	Uma geração	cultivado	M, C, R
Subciclo de vida (crônico)	Variável	cultivado	M, C, MET
História de vida (crônico)	Ovos a morte, ou até cessar a reprodução	cultivado	M, C, R, CO, MET
<i>Multiespécies</i>			
Assembleia artificial	Dias, a semanas, ou a meses	cultivado	M, C, COMP, INT, B, D, DIV, S, MET
Assembleia natural	Dias, a semanas, ou a meses	coletado	S, MET, PROD, COMP, M, C, CP, INT, B, D, DIV, GF

*B = biomassa, C = crescimento, CP = competição, COMP = comportamento, D = densidade, DIV = diversidade, GF = grupos funcionais alimentares, INT = interação presa-predador, M = mortalidade, MET = metamorfose, PROD = produção secundária, R = reprodução, S = riqueza de taxa. Fonte: BUIKEMA et al.(1993)

2.6.4. Linha de Evidência Ecológica

Segundo Sanchez (2012) a LoE ecológica mede os efeitos da contaminação sobre os receptores ecológicos a partir de índices específicos, como o índice de qualidade biológica do solo [SBQ] e o índice de Estado Trófico [IET] de águas superficiais através de observação e levantamentos em campo, por análises de função e abundância, diversidade e densidade de espécies.

No decorrer dos anos os estudos da ARE avançaram e com esse avanço, a LoE ecológica foi adaptada para avaliar alterações na comunidade aquática mais

amplamente, já que se baseava apenas na análise de alterações na fauna bentônica (CHAPMAN, 1996).

Chapman & Hollert (2006) propuseram uma série de análises passíveis de substituir o estudo de comunidades, tais como:

- (1) testes de histopatologia em peixes;
- (2) ensaios de toxicidade *in-situ*;
- (3) estudos de colonização de substratos contaminados artificialmente em laboratório;
- (4) bioensaios com biomarcadores para genotoxicidade e desregulação endócrina, entre outros.

2.7. Lagoas Costeiras e Sistemas lagunares

As lagoas costeiras são corpos d'água interiores, encontrados em todos os continentes, geralmente orientados juntos à costa, separado do oceano por uma barreira, conectada ao oceano por uma ou mais entradas restritas que permanecem abertas pelo menos intermitentemente, e têm profundidades de água que raramente excedem alguns metros. Uma lagoa pode ou não estar sujeita à mistura das marés, e a salinidade pode variar de um lago costeiro de água doce a um lago hipersalino, dependendo do balanço hidrológico. Lagoas costeiras são frequentemente sistemas altamente produtivos e ideais para projetos de aquicultura, mas são, ao mesmo tempo, altamente estressados pela atividade humana (KJERFVE et al., 1994).

Segundo Rosman (2012), um sistema lagunar é um sistema estuarino, ou seja, um corpo d'água costeiro com uma ligação livre com o mar, onde se mistura a água salgada com a água doce da drenagem do solo. Essa mistura enquadra esses ambientes conforme Resolução do CONAMA (Conselho Nacional do Meio Ambiente) nº 357/2005 de águas salobras, com salinidade superior a 0,5 % e inferior a 30%. A maré também influencia ocasionando altos tempos de residência com seu fluxo de entrada e saída de água. O fato de a água permanecer um maior tempo denomina esses ecossistemas como ambientes lênticos. Esses ambientes possuem alta concentração de nutrientes devido a uma maior capacidade de difusão. Esses ambientes são vulneráveis porque apresentam grande diversidade ecológica, mas uma maior persistência do dano (ROSMAN, 2012).

Uma problemática dos ambientes lênticos é o aumento excessivo de sua produtividade causando o crescimento exagerado de organismos aquáticos autotróficos

como o fitoplâncton e as macrófitas. Esse processo é denominado eutrofização, que ocorre naturalmente na maioria das lagoas, pois elas funcionam como um depósito de nutrientes provenientes do oceano e de sua bacia hidrográfica (PEREIRA, *et al.*, 2006). O lançamento excessivo de nutrientes nos corpos d'água caracteriza o fenômeno de eutrofização antrópica ou eutrofização cultural (LAMPARELLI, 2004).

2.7.1 Baixada de Jacarepaguá

A Baixada de Jacarepaguá é provavelmente, no Município do Rio de Janeiro, o maior exemplo da possível contradição entre desenvolvimento urbano e sustentabilidade ambiental. O resultado da expansão urbana na região ausente de uma política pública de investimentos em infraestrutura de saneamento é a degradação ambiental do Complexo Lagunar da Baixada de Jacarepaguá (REBELO, 2016).

A Baixada de Jacarepaguá é uma extensa planície costeira de Jacarepaguá que está localizada na zona oeste da cidade do Rio de Janeiro (22°55'00" S 43°15'00" W e 23°05'00" S 43°30'00" W) (CALHEIROS, 2006). Nela estão compreendidos os bairros de Vargem Grande, Vargem Pequena, Pechincha, Taquara, Anil, Curicica, Gardênia Azul, Freguesia, Praça Seca, Tanque, Cidade de Deus, Camorim, Joá, Itanhangá, Grumari, Barra da Tijuca, e Recreio dos Bandeirantes, esses três últimos juntos possuem uma orla marítima de 21 quilômetros.

A Baixada de Jacarepaguá possui dois importantes maciços: da Pedra Branca (oeste-noroeste) e da Tijuca (a leste-nordeste), sendo esses maciços divisores do seu sistema hidrográfico. Estes dois maciços juntamente com o Maciço de Gericinó-Mendanha formam o conjunto dos três maciços da cidade do Rio de Janeiro (BENEDITTI, 2011).

O aumento populacional verificado entre os anos de 1970 e 2000 na região da Baixada de Jacarepaguá ocorreu principalmente devido aos incentivos do Governo do então Estado da Guanabara que, visando racionalizar a ocupação do espaço e disciplinar o uso do solo urbano, desestimulou o adensamento de áreas tradicionais de ocupação da cidade, e criou melhorias e infraestruturas de acesso que facilitaram a ocupação da zona oeste carioca, quebrando o isolamento desta região com o restante da cidade (PIMENTA & MARQUES, 2003).

Esta baixada abriga a bacia hidrográfica do Complexo Lagunar de Jacarepaguá, onde podem ser identificadas algumas sub-bacias: a do Rio Camorim e Caçambé, a do Rio dos Passarinhos, a do Rio Guerenguê, a do Arroio Fundo/Rio Grande, a do Anil, a do Rio das Pedras e a do Cachoeira. Essas sub-bacias drenam as águas para as lagoas do Camorim, da Tijuca e de Jacarepaguá (Subcomitê Jacarepaguá, 2014). Este complexo lagunar é composto de um conjunto raso de lagoas alongadas e extensas, com baixa taxa de renovação e tamanhos diferentes, com áreas superficiais de: Tijuca, 4,8 km²; Jacarepaguá, 3,7 km²; Marapendi, 3,5 km²; e Camorim (pequeno trecho entre as lagoas da Tijuca e Jacarepaguá), com 0,8 km². Estas lagoas possuem as seguintes áreas de drenagens: Tijuca, 26,9 km²; Jacarepaguá, 102,8 km²; Marapendi, 4,6 km²; e Camorim, com 91,7 km² (SAMPAIO, 2008). Os índices pluviométricos flutuam ao longo do ano com maior intensidade no período de setembro a março (SILVA, 2012). As temperaturas mais elevadas e os ventos do Sul ocorrem, predominantemente, na primavera e no verão.

A lagoa de Jacarepaguá é uma das quatro lagoas que compõem o complexo lagunar de Jacarepaguá, sendo a mais interiorizada de todas e a que possui a maior bacia hidrográfica de drenagem. Esta lagoa tem sido caracterizada como um ambiente raso, turbido, hipereutrófico, e com altas densidades fitoplanctônicas. Dentro desse processo de eutrofização, como principal consequência do enriquecimento artificial destaca-se o crescimento rápido do fitoplâncton, conhecido por floração (AZEVEDO, 1998).

Assim, percebe-se que a urbanização foi uma das principais responsáveis pela degradação da qualidade ambiental da região, atuando na geração de cargas poluidoras, que fazem uso das lagoas e dos rios como corpos receptores, e na degradação das margens por aterros e drenagens. Além disso, parte da poluição também tem origem na rede de drenagem urbana, decorrente do escoamento superficial sobre áreas impermeáveis, assim como de lançamento clandestino de efluentes tratados ou não de origem doméstica e industrial da região do seu entorno (CARVALHO, 2013b)

2.7.2 Esgotamento sanitário da região da Lagoa de Jacarepaguá

Nos arredores da Lagoa de Jacarepaguá, ainda hoje é possível observar aterros, desmatamentos, despejo de dejetos, rejeitos industriais, descarte irregular de resíduos sólidos e lançamento clandestino de efluentes domésticos. A urbanização da região e a

degradação das margens por aterros e drenagens foram algumas das principais responsáveis pela degradação da qualidade ambiental, atuando na geração de cargas poluidoras, que tiveram como destino os rios e as lagoas do complexo lagunar da região. Além disso, parte da poluição também tem origem na rede de drenagem urbana, decorrente do escoamento superficial sobre áreas impermeáveis (REBELO, 2016). A origem principal da carga orgânica e vazão das águas na Lagoa de Jacarepaguá, seriam as águas de esgoto e os processos de erosão nas encostas, cujos fluxos de água e de sedimentos alcançam os cursos d'água e as áreas de baixada. Quantidades expressivas da superfície da lagoa têm sido reduzidas nas últimas décadas, devido ao assoreamento, gerando variações na forma e no contorno da lagoa e reduzindo sua profundidade, afetando os ambientes aquáticos (MASTERPLAN, 2015).

O emissário submarino construído em 1986 na Barra da Tijuca junto a uma estação preliminar de tratamento de esgotos teve seu funcionamento prejudicado devido às questões políticas (EVANGELISTA, 1989). Já no início dos anos 70 a região da Barra da Tijuca iniciava sua expansão meteórica, com as residências possuindo apenas sumidouros e fossas. Dois anos depois, um decreto obrigava os condomínios com mais de 40 unidades habitacionais possuírem suas próprias estações de tratamento para lançarem com segurança os resíduos produzidos nos corpos hídricos (ZEE, 2014).

No início dos anos 2000 foram estimados que cerca de 700 mil habitantes de 20 bairros da bacia hidrográfica da Barra da Tijuca, Recreio dos Bandeirantes e Jacarepaguá contribuíram com cerca de 40 mil kg/DBO/dia de esgotos, comprometendo os ambientes naturais da região (SEMADS, 2001a). Apenas em 2001, após uma disputa entre a Prefeitura e o Governo do Estado sobre a competência para a execução das obras, iniciou-se o Programa de Despoluição e Saneamento Básico da Baixada de Jacarepaguá (SILVA, 2004).

O sistema de esgotamento sanitário da Barra da Tijuca somente foi inaugurado em 2007 com o início da operação do emissário submarino. Em 2009 a Estação de Tratamento de Esgotos da Barra da Tijuca começou a operar com a promessa de tratar, em quatro anos, 85% do esgoto produzido no bairro lançando o efluente em alto mar, por meio do emissário submarino (INEA, 2019).

Em maio de 2011, com a publicação da Resolução nº 7 do Comitê Estadual de Bacias Hidrográficas, foi aprovada a criação de subcomitês de bacia da região hidrográfica da Baía de Guanabara; entre suas atribuições, está a de autorizar a

implementação do Subcomitê do Sistema Lagunar de Jacarepaguá. Este subcomitê tem como objetivo promover o debate das questões relacionadas aos recursos hídricos, incluindo-se as Unidades de Conservação, bem como encaminhar ao Comitê de Guanabara propostas que abranjam ações de mobilização e educação ambiental, de saneamento e de implantação dos usos múltiplos do sistema lagunar, destacando-se o transporte hidroviário público, a pesca, o lazer e a consequente melhoria da qualidade ambiental e de vida da população (SOUZA & AZEVEDO, 2020).

Outro grande programa foi lançado em 2014, pela Secretaria de Estado do Ambiente (SEA), mas com pouca ação de campo, foi o “Projeto de Recuperação Ambiental do Sistema Lagunar da Barra e Jacarepaguá”, que compreende a grande dragagem das lagoas (SOUZA & AZEVEDO, 2020). Atualmente, os seguintes programas de revitalização da região estão em vigor: Programa de Saneamento da Barra da Tijuca, Recreio dos Bandeirantes e Jacarepaguá (PSBJ), da Companhia Estadual de Águas e Esgotos (CEDAE), e o Programa de Recuperação Ambiental da Bacia de Jacarepaguá (Macro drenagem), da Rio-Águas (SOUZA & AZEVEDO, 2020).

Além destas ações e programas já mencionados, o INEA (Instituto Estadual do Ambiente), mantém uma unidade de monitoramento as margens da lagoa de Jacarepaguá e um sistema de monitoramento da bacia hidrográfica e das lagoas do Complexo Lagunar de Jacarepaguá. Na bacia contribuinte, o monitoramento é realizado em 10 estações de amostragem com uma frequência trimestral. Para fins de avaliação da qualidade de água dessas lagoas e das bacias contribuintes, o INEA utiliza os padrões recomendados pela Resolução CONAMA 357/2005, privilegiando-se, contudo, o critério de proteção das comunidades aquáticas (MASTERPLAN, 2013). Assim, as lagoas e os rios contribuintes são enquadrados como:

- Classe 1 (das águas salobras) — lagoas;
- Classe 2 (das águas doces) — bacia hidrográfica

3. METODOLOGIA

3.1 Área de Estudo

O Complexo Lagunar de Jacarepaguá (Figura 14), ocupa 10% da região, com uma área de drenagem de aproximadamente 280 Km² e área superficial de aproximadamente 12,8 Km². Este complexo é formado por quatro lagoas (Tijuca, Jacarepaguá, Marapendi e Camorim) e pelas águas de diversos rios contribuintes, que passam pelas montanhas da planície até desaguar nas lagoas, que por sua vez, se conectam ao mar pelo canal da Barra da Tijuca (AMORIM, 2015).

Figura 14: Complexo Lagunar de Jacarepaguá formado pelas lagoas da Tijuca, Jacarepaguá, Marapendi e Camorim, e uma ligação com o mar pelo canal da Joatinga (também conhecido como canal da Barra).



Fonte: Google Earth

Em 2016 a Lagoa de Jacarepaguá recebeu um maior destaque na mídia devido as Olimpíadas Rio 2016, por estar localizada em frente ao Parque Olímpico (Figura 15). Investimentos dos setores públicos e privados foram injetados nesta região onde se concentrou a maior parte das instalações olímpicas (Parque e Vila Olímpica). Segundo o Dossiê Oficial de Candidatura do Rio de Janeiro à Sede dos Jogos Olímpicos e Paraolímpicos 2016, junto com esses investimentos viriam propostas de recuperação ambiental de lagoas e parques da região. Quatro anos após os jogos olímpicos a despoluição do Sistema Lagunar de Jacarepaguá com o propósito do desassoreamento

das quatro lagoas do complexo, ampliação do canal da Joatinga e a recuperação de manguezais do entorno das lagoas, não foi cumprida.

Figura 15: Lagoa de Jacarepaguá, com suas margens ocupadas pelo Parque Olímpico da Barra e condomínios de casas.



O açude do Camorim, nas proximidades da lagoa de Jacarepaguá, foi selecionado para ser usado como área de referência (P0) do presente estudo. O açude do Camorim foi construído em 1908 com o objetivo de abastecer a região de Jacarepaguá. O açude está localizado na vertente sudeste do maciço da Pedra Branca ($22^{\circ}57'37''$ S e $43^{\circ}26'41''$ O), no Parque Estadual da Pedra Branca (PEPB), uma Unidade de Conservação (UC) distribuída em partes em 17 bairros da cidade, entre eles: Jacarepaguá, Recreio dos Bandeirantes, Bangu e Barra de Guaratiba (INEA, 2013). O açude do Camorim está localizado a uma altura de 436 m, cercado por vegetação de Mata Atlântica, com uma profundidade de 18 metros e capacidade de armazenamento de 2 milhões e 400 mil Litros de água. (INEPAC, 1998). (Figura 15)

Figura 16: Açude do Camorim utilizado como ponto de referência para o estudo.



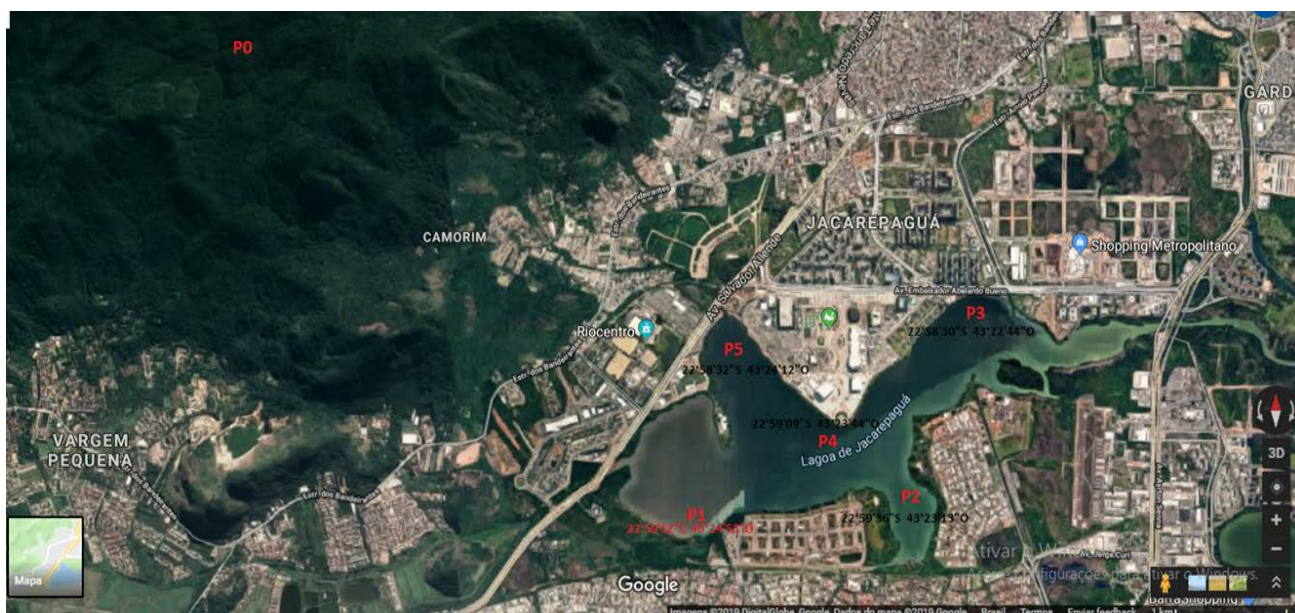
Fonte: do Autor (2019)

3.2 Amostragem

As amostras das águas superficiais da Lagoa de Jacarepaguá foram coletadas numa frequência bimestral em abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (num total de cinco coletas) em cinco pontos amostrais distintos: P1, P2, P3, P4 e P5 (Figura 17). Conforme mencionado anteriormente, o açude do Camorim foi selecionado como área de referência (P0) (Figura 16) sendo coletado nos mesmos dias e horários que os cinco pontos da lagoa, totalizando seis pontos amostrais no estudo.

O ponto P0 foi selecionado como área de referência devido ao fato deste corpo hídrico estar na mesma região da Lagoa de Jacarepaguá (distante aproximadamente 16 Km) e por acreditar que este apresentava menor probabilidade de contaminação, pois fica no alto e distante da zona urbana. Este açude recebe as águas de um conjunto de rios, dos quais o principal, o Rio Camorim, tem 6,5 quilômetros de extensão e desagua na Lagoa de Jacarepaguá.

Figura 17: Pontos de coleta de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá (P1-P5) e no açude do Camorim (P0)



A localização dos pontos amostrais almejou uma melhor avaliação dos resultados, considerando as possíveis contaminações devido à proximidade de residências. Os pontos P1, P2, P3 e P5 estiveram localizados próximos as margens da lagoa e o P4 no centro da lagoa. (Tabela 8)

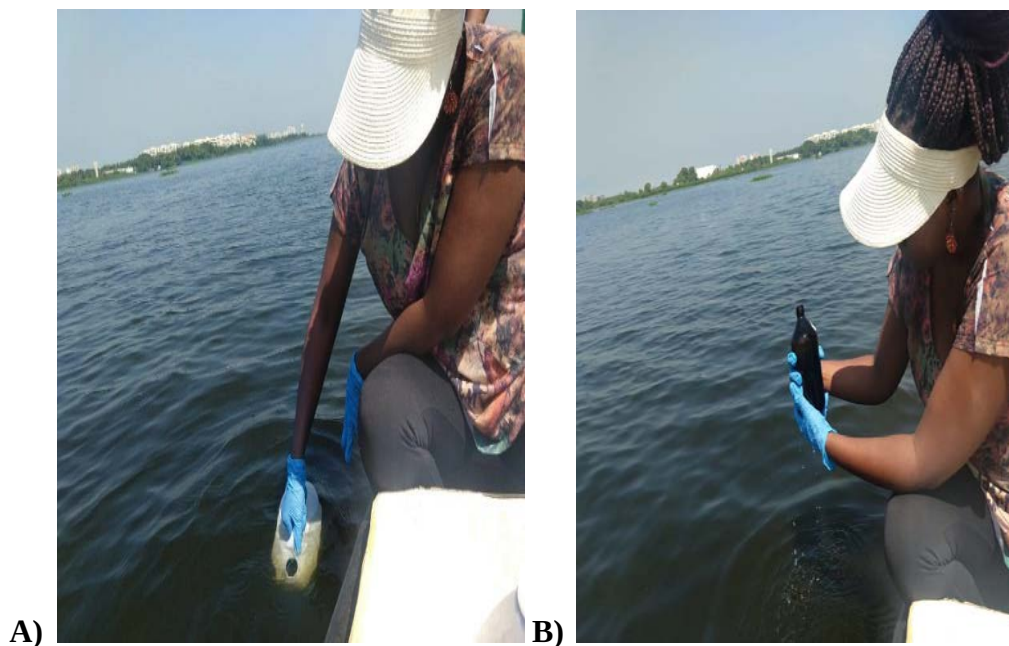
Tabela 8: Coordenadas geográficas dos pontos amostrais na Lagoa de Jacarepaguá e Açude do Camorim.

PONTO AMOSTRAL	LATITUDE	LONGITUDE
P0	22°57'37" S	43°26'41" O
P1	22°59'12" S	43°24'53" O
P2	22°59'36" S	43°23'13" O
P3	22°58'30" S	43°22'44" O
P4	22°59'09" S	43°23'44" O
P5	22°58'32" S	43°24'12" O

As amostras de água superficial (5-10 cm de profundidade da superfície) na Lagoa de Jacarepaguá foram coletadas com auxílio de um barco de pesca nos pontos P1-P5 e nas margens do açude do Camorim (P0). As amostras foram coletadas e armazenadas em frascos (5000 mL) de polipropileno de alta densidade (PEAD), para as análises de ecotoxicidade e parâmetros físico-químicos, e em garrafas de vidro âmbar (1000 mL), para as análises cromatográficas dos agrotóxicos e para as análises

ecológicas, e transportadas em isopores com gelo até o laboratório (Figura 18), onde foram conservadas e mantidas conforme o Guia Nacional de Coleta e Preservação de Amostras (ANA, 2011) e a ABNT NBR 15469:2007 (ABNT, 2007).

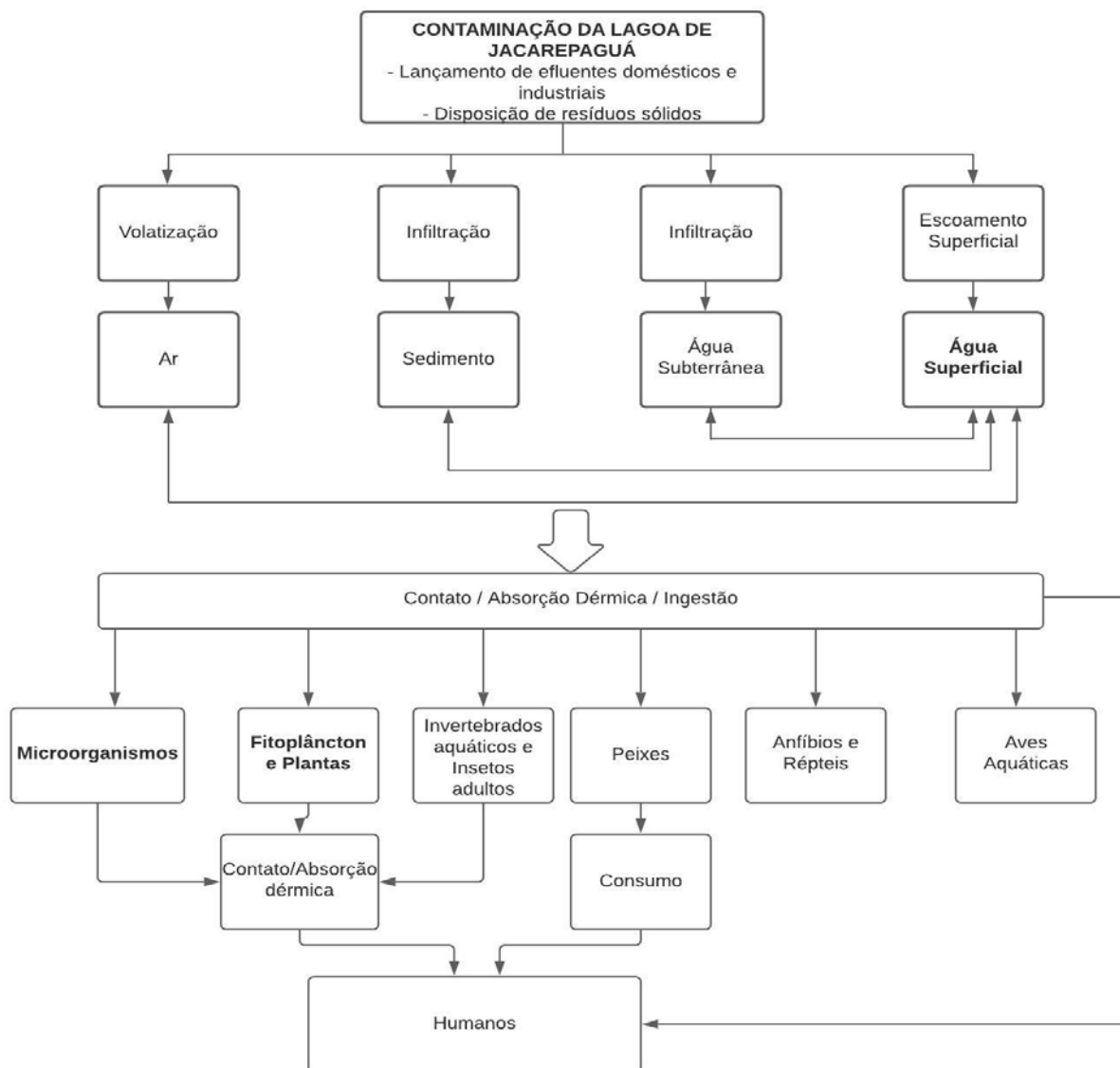
Figura 18: Coleta de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá (A) frasco de polipropileno de alta densidade (PEAD) e (B) garrafa de vidro âmbar



3.3 Área de estudo e Modelo Conceitual da Área (MCA)

Todas as etapas que envolvem a estrutura do modelo conceitual de área (MCA) visam facilitar a ARE, visto que liga as ações humanas ou características naturais das áreas geográficas aos “alvos” ecológicos (CAMACHO, 2004). O primeiro passo na análise é determinar as intensidades e limitações dos dados sobre a exposição, os efeitos, sobre o ecossistema e seus agentes receptores. Os dados são analisados de forma a caracterizar a natureza da exposição potencial ou real e as respostas ecológicas sob as circunstâncias definidas no modelo conceitual. Os resultados da análise fornecem dois tipos de informações: sobre a exposição e sobre os agentes estressores. A presença de alguns compostos químicos pode ocasionar alguns efeitos e impactos ambientais sobre a fauna e flora da Lagoa de Jacarepaguá. Partindo desta premissa, um Modelo Conceitual de Área (MCA) foi adotado para auxiliar na compreensão deste fenômeno nas diferentes matrizes ambientais, incluindo os mecanismos de transportes de contaminantes, as vias de exposição e os receptores ecológicos afetados por alguns agrotóxicos (Figura 19).

Figura 19: Modelo Conceitual da Área contaminada (MCA), contemplando diferentes matrizes ambientais e organismos de diferentes níveis tróficos.



Legenda: Em **negrito** as matrizes ambientais e os receptores ecológicos analisados

3.4 Avaliação de Risco Ecológico (ARE)

A Avaliação de Risco Ecológico comumente realizada pelo método da tríade holandesa faz uso de três linhas de evidências (LONG & CHAPMAN, 1985). No entanto, no presente estudo, esta foi modificada com a adição de uma LoE adicional, a LoE de Qualidade da água. A utilização de mais uma LoE no estudo, propiciou uma análise mais detalhada dos efeitos adversos e dos elementos de exposição baseada em um número maior de aspectos. As quatro LoE utilizadas para o cálculo do Risco

Ambiental da área estudada foram: LoE Química, LoE de Qualidade da água, LoE Ecotoxicológica e LoE Ecológica.

3.4.1 Linha de Evidência Química (LoE Química)

A LoE Química foi utilizada na avaliação do risco químico do corpo hídrico, indicando quais substâncias químicas de interesse (SQI) estiveram presentes e suas concentrações encontradas. As concentrações das SQI foram comparadas as concentrações encontradas no P0 e comparadas aos limites estabelecidos nas legislações internacionais vigentes para o cálculo de um Índice de Risco Químico.

3.4.1.1 Substâncias Químicas de Interesse (SQI)

Um total de 107 substâncias químicas de interesse (SQI) foram analisadas (Tabela 9).

Tabela 9: Cento e sete Substâncias Químicas de interesse (SQI) analisadas na Lagoa de Jacarepaguá durante o período de coletas no ano de 2019

SUBSTÂNCIAS QUÍMICAS DE INTERESSE (SQI)			
Acephate	Acetamiprida	Alachloro	a-Endossulfan
a-chlordane	Aldrin + Dieldrin	a-HCH	Acetochlor
Ametryn	Atrazine	Azinphos-ethyl	Azinphos-methyl
Azoxystrobin	b-Endossulfan	b-HCH	Bifentrina
Bioalethrin(alethrin)	Boscalid	Captan	Carboxin
Carfentrazone ethyl	Cyphenothrin	Cyfluthrin	Cypermethrin
Cypermethrin peak 1	Cypermethrin peak 2	Cypermethrin peak 3	Cypermethrin peak 4
Cyproconazole	Chlorfenvinphos	Chlorothalonil	Clordano
Clorpirifós	Clorpirifós- metil	Clorpirifós-oxon	d-HCH
D-Alethrin	Deltamethrin	Diazinon	Diclorvós
Dicofol	Difenoconazole	Dimethoate	Disulfoton
Endossulfan Sulfato	Endrin	Epoxiconazole	Epsilon-HCH
Esfenvalerate	Ethion	Etofenprox	Fenitrothion
Fenothrin	Fenpropatrin (DANITOL)	Fenthion	Fentoato
Fenvalerate	Fipronil	Flutriafol	Folpet
g-Chlordane	g-HCH (LINDANE)	Heptachlor	Heptacloro Epóxido
Hexaclorobenzeno	Imidan(FOSMET)	Imiprotina	Kresoxim-methyl
Lactofen	L- cyhalothrin	Malaoxon	Malathion
Methamidophos	Metamitron	Methodathion	Metoxicloro
Metolacloro	Metribuzin	Mirex	Monocrotophos

Oxycloardane	Oxyfluorfen	Paraoxon	Metil Paration
DDT Total (DDT + DDE + DDD)	Paration	Pendimetalina	Pentacloroanisol
Permetrina	Picoxstrobina	Pyraclostrobina	Pyrimethanil
Pirimiphos-methyl	Procymidone	Profenofos	Propanil
Pyriproxyfen	Simazina	Tebuconazol	Terbufos
Tebutiuron	Tetraconazol	Trans Nonacloro	Triazophos
Trifluralina	Tricyclazole	Trifloxystrobina	

3.4.1.2 Método analítico de quantificação das SQI

As análises de agrotóxicos em águas superficiais foram realizadas de acordo com o POP CESTEH-70, no Laboratório de Toxicologia/CESTEH, localizado na ENSP-FIOCRUZ, através de extração em fase sólida (SPE) e posterior identificação e quantificação por cromatografia em fase gasosa acoplada a espectrometria de massas com triplo quadrupolo (GC/MSMS TSQ EVO 8000 TRACE 1310) (FIGURA 20).

As amostras foram filtradas com filtro de fibra de vidro, para evitar entupimento nos cartuchos de extração em fase sólida e acidificadas com ácido acético para sua conservação. Três pontos controles foram fortificados (Mistura de padrão de agrotóxicos na concentração de 5000 ng/mL - MIX) e diluídos a 100 mL com água Milli-Q: 0,5 ppb (10 µL de MIX a 5 ppm), 1 ppb (20 µL de MIX a 5 ppm) e 2 ppb (40 µL de MIX a 5 ppm), com posterior agitação. Na extração em fase sólida o condicionamento do cartucho (C18) foi feito sem vácuo com 3 mL de hexano, 3 mL de metanol e 3 mL de água Milli-Q, tomando-se o cuidado do cartucho não secar. Após o fim do condicionamento, a amostra foi adicionada e mantida por dois minutos em contato com o cartucho. Após a passagem da amostra, do branco ou dos controles à vácuo (mínimo de 5 mmHg) pelos cartuchos (SPE), realizou-se secagem por 40 minutos também sob vácuo (máximo de 20 mmHg). A eluição dos cartuchos foi realizada com 3 mL de hexano, 3 mL de diclorometano:hexano (1:1) e 3 mL de diclorometano. Após eluição foi adicionado 1 mL de isoctano em cada tubo e evaporado sob atmosfera de nitrogênio em fluxo baixo até seca. Posteriormente à completa secagem, a amostra, o branco e os controles foram ressuspensos com 90 µL de hexano. Aos 90 µL de hexano da amostra e do branco foram adicionados 10 µL do padrão interno (trifenilfosfato 1 µg/mL) e nos controles fortificados apenas 100 µL de hexano. Após agitação em vórtex, o volume final foi transferido para vials âmbar identificado e

injetados no cromatógrafo. A análise cromatográfica foi realizada com gradiente de temperatura (rampas de temperatura) para melhor separação dos analitos, e a análise espectrométrica foi realizada por monitoramento seletivo de reação (Tabela 10).

Tabela 10: Condições Cromatográficas do cromatógrafo GC/MSMS TSQ EVO 8000 TRACE 1310 durante as análises de água superficial da LJPA.

CONDIÇÕES CROMATOGRÁFICAS	
Fluxo de N ₂ 5.0 (ultrapuro) gás de arraste da coluna	1 mL/minuto
Modo	Constant flow
Tipo de injeção	CT SPLITLESS
Fluxo da purga	30 mL – tempo até a purga: 2 minutos
Temperatura do injetor	280°C
Volume injetado	2µL

Com a utilização de uma curva de calibração de água Milli-Q fortificada nas concentrações: 0,05; 0,2; 0,5; 1 e 2 ng/mL foi possível calcular a concentração dos agrotóxicos. Cada analito foi calculado com o auxílio de padronização externa com equação da reta e utilização de coeficientes angulares e lineares.

Figura 20: Cromatógrafo GC MS/MS TRIPLA QUADRUPOLO TSQ EVO 8000 E TRACE 1310 utilizado para a análise das substâncias químicas de interesse (SQI)



3.4.1.3. Cálculo do Índice de Risco Químico

O risco químico foi calculado com base na metodologia proposta por Jensen & Mesman (2006) adaptado por Mendes (2006) e Sabino et al. (2021), sendo este um cálculo da pressão tóxica de cada substância quantificada, com a posterior correção dos valores conforme a área de referência (Equações 1 – 3), resultando num risco integrado das substâncias químicas de interesse (SQI). Os resultados obtidos foram traduzidos de forma quantitativa, em índices de risco que variaram de 0 a 1, onde 0 correspondeu ao risco mínimo e 1 ao risco máximo observado para determinado componente.

a) Cálculo da Pressão Tóxica (R3) de cada substância:

$$R3 = 1 / (1 + (\exp^{(\log R2 - \log R1)} / \beta)) \quad \text{Equação 1}$$

Onde: R3 = pressão tóxica de cada substância.

R2 = valores de referência dos contaminantes contidos na legislação utilizada.

R1 = concentração de cada substância nos pontos de coleta.

β = valor padrão estabelecido por meio de ensaios ecotoxicológicos ($B=0,4$).

b) Correção dos valores obtidos em relação à área referência:

$$R4 = (R3 - R3_{ref}) / (1 - R3_{ref}) \quad \text{Equação 2}$$

c) Cálculo do risco integrado para n substâncias químicas:

$$R5 = 1 - ((1 - R4)^1 \cdot (1 - R4)^2 \cdot (1 - R4)^3 \cdot \dots \cdot (1 - R4)^n) \quad \text{Equação 3}$$

O índice de risco químico para as amostras ambientais coletadas nos 5 pontos amostrais durante as 5 coletas foi calculado a partir do somatório das concentrações dos contaminantes de interesse. Quando a concentração de uma SQI esteve abaixo do Limite de Quantificação (LQ) do método, porém ficou acima do limite de detecção (LD), as concentrações nas amostras foram estimadas usando a Equação de Gilbert (GILBERT, 1987) (Equação 4):

$$X = LD + ((LQ - LD) / 2) \quad \text{Equação 4}$$

3.4.2 Linha de Evidência de Qualidade da Água (LoE QA)

O cálculo do IQA seguiu o método proposto pela Agência Nacional de Águas (ANA, 2005). Sendo assim, os nove parâmetros físico-químicos e biológicos foram utilizados com seus respectivos pesos (w). Estes parâmetros são normalmente aplicados como indicadores de contaminação da água causados pelo lançamento de esgoto doméstico. A ANA adota para esta metodologia pesos fixos de acordo com a importância global para a conformidade da qualidade da água (Tabela 11).

Tabela 11 : Parâmetros de Qualidade da Água, para cálculo do IQA e seus respectivos pesos (w).

PARÂMETROS DE QUALIDADE DA ÁGUA	PESO (w)
Oxigênio Dissolvido (OD)	0,17
Coliformes Termotolerantes (CTE)	0,15
Potencial Hidrogeniônico (pH)	0,12
Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO)	0,10
Temperatura	0,10
Nitrogênio Total	0,10
Fósforo Total	0,10
Turbidez	0,08
Sólidos Totais Suspensos	0,08

Fonte: Adaptado de ANA (2005)

3.4.2.1 Cálculo do IQA

O IQA foi calculado conforme ANA(2005), por meio do produto ponderado dos nove parâmetros (Equação 5).

$$IQA = \prod_{i=1}^n q_i^{w_i}$$

Equação 5

Onde: IQA = Índice de Qualidade das Águas. Um número entre 0 e 100;

q_i = qualidade do i-ésimo parâmetro. Um número entre 0 e 100, obtido do respectivo gráfico de qualidade, em função de sua concentração ou medida (resultado da análise);

w_i = peso correspondente ao i-ésimo parâmetro fixado em função da sua importância para a conformação global da qualidade, isto é, um número entre 0 e 1, de forma que:

$$\sum_{i=1}^n w_i = 1$$

Equação 6

sendo n o número de parâmetros que entram no cálculo do IQA.

Os valores do IQA são classificados em faixas, que variam entre os estados brasileiros. As faixas de IQA para o Rio de Janeiro foram representados na Tabela 12:

Tabela 12: Faixas do IQA e classificação da qualidade da água para o estado do Rio de Janeiro

FAIXAS DO IQA	AVALIAÇÃO DA QUALIDADE DA ÁGUA
9-100	ÓTIMA
71-90	BOA
51-70	RAZOÁVEL
26-50	RUIM
0-25	PÉSSIMA

Fonte: Adaptado de ANA (2005)

3.4.2.2 Análise dos parâmetros físicos, químicos e biológicos

As análises físico-químicas foram realizadas no Laboratório de Biorremediação e Fitotecnologias (LABIFI) da UERJ conforme metodologia da *American Public Health Association* (APHA, 2012): Demanda Química de Oxigênio (DQO), método 5220 D; Nitrato (NO_3^-) método 4500- NO_3^- ; e Nitrogênio Amoniacal (NH_3) método 4500- NH_3 F.; Fósforo Total, kit de análise da marca Hach modelos TNT 843 .

As seguintes análises físico-químicas foram realizadas em campo, no momento da coleta, utilizando uma Sonda Multiparâmetro Horiba – modelo U-50 (Figura 21): Potencial Hidrogeniônico (pH), Oxigênio Dissolvido (OD), Sólidos Dissolvidos Totais (SDT), Condutividade elétrica (CE), Turbidez, Temperatura do líquido e Potencial de Oxirredução (ORP).

As análises de Coliformes Totais, foram realizadas no Departamento de Ciências do Ambiente- UNIRIO, utilizando a técnica de fermentação dos tubos múltiplos (APHA, 2005). Ao final das análises, os resultados foram expressos em número mais provável ($\text{NMP} \cdot 100 \text{ mL}^{-1}$), conforme norma técnica da CETESB (CETESB, 2018).

Cinco tubos de ensaios contendo caldo lactosado (diluição 1:1) foram utilizados para inocular 10 ml de amostra. Cinco tubos de ensaios contendo caldo lactosado foram utilizados para inocular 1 mL de amostra (diluição 1:1). Cinco tubos de ensaios contendo caldo lactosado com 0,1 mL de água (Diluição 1:100). Os tubos inoculados ficaram por 48h em estufa a 37°C. A presença de coliformes totais foi confirmada pela produção de gás no interior dos tubos.

Figura 21: Sonda Multiparâmetro Horiba – modelo U-50 para análises físico-químicas.



3.4.2.3 Cálculo do Índice de Risco da Qualidade de água

Utilizando o valor do IQA calculado anteriormente, o cálculo do índice de risco da qualidade de água foi obtido por uma regressão linear (Equação 7, $r^2 = 0.9879$) que enquadra os resultados dos riscos das demais linhas numa mesma escala. Quantitativamente as escalas variavam de 0 a 1, sendo que o 0 corresponde ao risco mínimo e o 1 ao risco máximo.

Aplicação da regressão linear:

$$R1 = (-0,012 * IQA) + 1.1867 \quad \text{Equação 7}$$

Onde: R1 = Risco de Qualidade da água;

IQA = Índice de Qualidade da Água

3.4.3 Linha de Evidência Ecotoxicológica (LoE Ecotox)

Os ensaios ecotoxicológicos, avaliados na LoE Ecotox, foram realizados no LABIFI-UERJ com espécies de dois níveis tróficos, para avaliação da toxicidade crônica: microalga unicelular fotossintética *Chlorella vulgaris*, de acordo com NBR 12648:2018 (ABNT 2018); e microcrustáceos *Ceriodaphnia dubia*, de acordo com NBR 13373:2017 (ABNT 2017).

3.4.3.1 Microalga unicelular fotossintética *Chlorella vulgaris*

As microalgas foram cultivadas em balão de fundo chato de 250 mL, contendo meio L.C. Oligo (Anexo A da NBR: ABNT 12648: 2018) e mantidas em incubadora com temperatura controlada (25 ± 2 °C), fotoperíodo de 16h luz/ 8h escuro e com agitação manual (Figura 22).

O preparo do inóculo das microalgas foi realizado com retirada uma alíquota do cultivo da microalga, sendo inoculada em bécher de 250 mL, previamente lavados e esterilizados, contendo 150 mL de meio L.C. Oligo, e durante cinco dias ou até a verificação do crescimento exponencial das algas, estas foram mantidas em incubadoras com temperatura controlada (25 ± 2 °C), luz contínua e aeração (Figura 23).

Figura 22: Microalgas *C. vulgaris* em incubadora a 25 ± 2 °C com fotoperíodo 16h luz/8h escuro



O bioensaio com as amostras ambientais foi realizado sem diluição e com quatro réplicas de cada ponto amostral e de acordo com NBR 12648:2018 (ABNT 2018). Sendo assim, quatro alíquotas de 75 mL foram retiradas das amostras de cada ponto amostral (P0, P1, P2, P3, P4, P5) e adicionadas a um frasco Erlenmeyer de 250 mL. Um

ensaio em branco foi conduzido em paralelo contendo apenas meio de cultivo e algas. As algas do inóculo foram introduzidas nos frascos Erlenmeyer contendo as alíquotas de cada amostra e no ensaio em branco, numa densidade final de 10^5 algas mL^{-1} . Após as 96h, 1 mL de cada amostra foi preservado em tubos Eppendorfs de 2,5 mL contendo uma gota de solução de Lugol, para posterior contagem celular em microscópio óptico Nikon com aumento de 400x, utilizando-se a câmara de Neubauer.

Figura 23: Inóculo de *C. vulgaris* para crescimento das algas



Ao final das 96h, o número de algas obtido em cada contagem das amostras foi subtraído do número inicial do ensaio. O ensaio em branco foi comparado com os valores encontrados para verificar o efeito crônico de inibição do crescimento de biomassa em 96h de ensaio. Através do método estatístico ANOVA *one-way* tratado posteriormente pelo teste *Dunnett's Multiple Comparison Test* de comparação entre as amostras e o ensaio branco, com auxílio do *software* GraphPad Prism v.5 foram obtidos os resultados de efeito tóxico e não-tóxico de acordo com a Norma ABNT – NBR: 12648 (ABNT 2018).

3.4.3.2 Microcrustáceo *Ceriodaphnia dubia*

O cultivo das fêmeas do microcrustáceo *C. dubia* em água de cultivo preparada de acordo com o Anexo A da Norma ABNT – NBR: 13.373 (ABNT 2017) e posteriores ensaios de toxicidade crônica semi-estática foram realizados em incubadora com temperatura e fotoperíodo controlados de acordo com as Normas ISO 20665 (ISO 2008) e ABNT NBR: 13.373 (ABNT 2017) (Figura 24).

Figura 24: Cultivo de microcrustáceo *C. dubia* em água de cultivo



O efeito crônico avaliado foi a taxa de reprodução das fêmeas em um período de 168h exposto as amostras. O bioensaio com as amostras ambientais ocorreu sem diluição e com dez alíquotas de 15 mL de cada ponto amostral. Cada réplica continha uma fêmea de 6 a 24 h de vida. Um ensaio branco foi conduzido em paralelo contendo apenas água de cultivo e uma fêmea por frasco, nas mesmas condições das amostras. Diariamente os organismos foram alimentados com concentrado de cultivo de algas. Durante o período de exposição o ensaio foi renovado duas vezes e os dados de reprodução e sobrevivência das fêmeas foram contabilizados diariamente.

Após o término do bioensaio, este só foi validado caso a letalidade dos organismos adultos no controle negativo fosse $\leq 20\%$ e o número médio de neonatos produzidos por fêmea no controle fosse ≥ 15 . O número médio de fêmeas sobreviventes e o número médio de filhotes gerados em cada amostra foi comparado com o número observado no controle negativo para a avaliação da toxicidade. A comparação dos resultados ocorreu através do método estatístico ANOVA utilizando a análise de variância e tratada posteriormente pelo teste *Dunnett's Multiple Comparison Test* estimando-se o efeito da toxicidade, com o auxílio do software TOXSTAT v.3.5.

3.4.3.3 Cálculo do Índice de Risco Ecotoxicológico

Tendo como base os resultados dos efeitos crônicos obtidos nos ensaios ecotoxicológico o cálculo do Índice de Risco Ecotoxicológico pode ser realizado de acordo com as equações descritas a seguir. Neste caso o P0 não foi utilizado como

referência e foram considerados os controles negativos de cada ensaio. Os resultados obtidos foram traduzidos de forma quantitativa, em escalas que variaram de 0 a 1, onde 0 correspondeu ao risco mínimo e 1 ao risco máximo observado para determinado componente conforme a metodologia de Mendes et al. (2017).

Essa metodologia foi composta por três passos:

- a) Divisão dos valores X (expressos em porcentagem) por 100 (R1):

$$R1 = X/100 \quad \text{Equação 8}$$

- b) Correção dos valores obtidos em relação ao controle:

$$R2 = (R1 - \text{Ref}) / (1 - \text{Ref}) \quad \text{Equação 9}$$

Onde: R1 = valores obtidos na etapa 1 – Equação 8;

- c) Ref. = resultados obtidos no controle. Aplica-se a fórmula risco:

$$R3 = \log (R2 - 1) \quad \text{Equação 10}$$

No cálculo do índice de risco ecotoxicológico foram realizados mais 2 passos.

- a) Calculou-se a média aritmética dos valores obtidos na etapa 3 – Equação 10:

$$R4 = (R31 + \dots + R3n) / n \quad \text{Equação 11}$$

- b) Integra-se os resultados dos ensaios através do cálculo de R5:

$$R5 = 1 - (10^{R4}) \quad \text{Equação 12}$$

Onde: R5 = risco integrado da linha ecotoxicológica.

3.4.4 Linha de Evidência Ecológica (LoE Ecol)

A LoE ecológica baseou-se no biomonitoramento *in situ* (biomonitoramento ativo) realizado através de testes crônicos e/ou agudos com organismos-teste padronizados ou nativos pertencentes a diversos níveis tróficos. Esta LoE indicou a resposta dos organismos que são sensíveis às variações ambientais à dinâmica do ambiente em que vivem. Para isto, foram coletadas amostras de águas superficiais (5-10 cm de profundidade da superfície) em frascos âmbar.

Após as coletas, as amostras de água superficial contendo fitoplâncton foram fixadas com Lugol e enviadas para análise no IBRAG/Departamento de Biologia Vegetal – UERJ. Antes da identificação dos organismos fitoplanctônicos foi necessária a sedimentação destes em um tubo vertical, com uma base transparente que possibilitou observar o conteúdo em microscópio invertido. Estes tubos ficaram abrigados da luz e em temperatura ambiente até o fim do tempo de sedimentação. Os organismos presentes nos tubos sedimentaram por ação da gravidade. Após o tempo de sedimentação, estes foram transferidos para uma câmara de contagem no microscópio invertido. A quantificação dos organismos fitoplanctônicos foi realizada pela contagem dos indivíduos em 15 a 20 campos aleatórios na câmara de contagem (UTHERMOHL, 1958). Os campos da câmara de contagem foram quantificados em relação às novas espécies. Quando o número de novas espécies estabilizava, eram quantificados mais cinco campos para que as espécies menos frequentes fossem incluídas na composição fitoplanctônica.

3.4.4.1 Índices de Diversidade

Segundo Peet (1974), a melhor forma de medir a diversidade é a partir da riqueza de espécies. Esta consiste no número de espécies presente numa determinada comunidade ou área de interesse. Os índices de diversidade, em sua maioria, são não-paramétricos, pois independem de parâmetros de uma distribuição normal. Apresentam expressão matemática simples envolvendo a abundância relativa de cada espécie na amostra. Um dos índices mais aplicados em estudos ecológicos de populações é o de Shannon. Os índices de diversidade combinam dois atributos de uma comunidade biológica: o número de espécies e sua equabilidade. Equabilidade significa ao quão similar as espécies estão representadas na comunidade. Uma equabilidade é dita máxima quando todas as espécies apresentam a mesma representatividade ou importância. A análise estatística no presente estudo foi realizada pelo programa PAST v2.16 (HAMMER et al, 2001).

3.4.4.2 Índices de Diversidade de Shannon (H')

O Índice de Shannon, derivado da Teoria da Informação, possui unidades que variam conforme a base logarítmica. É baseado no grau de incerteza usada em prever

qual seria a espécie se um indivíduo da população fosse retirado aleatoriamente. Um H' alto significa uma alta diversidade na área de estudo. O cálculo deste índice se deu da seguinte forma:

$$H' = \sum_{i=1}^S \frac{n_i}{N} \ln \frac{n_i}{N}$$

Equação 13

Onde: Ln = logaritmo Neperiano;

n_i = número de indivíduos amostrados para a i -ésima espécie;

N = número total de indivíduos amostrados.

3.4.4.3 Cálculo do Índice de Risco Ecológico

Para execução dos cálculos do Risco Ecológico a metodologia utilizada foi baseada na fórmula do BKX Triad (escalonamento dos parâmetros ecológicos avaliados em um único valor) (SANCHEZ, 2012).

$$\text{Risco} = 1 - 10^{((-\sum | \log x_n |) / n)} \quad \text{Equação 14}$$

Onde: x_n = resultado da divisão do valor da amostra pelo valor de referência

3.4.5 Índice de Risco Ambiental

O Índice de Risco Ambiental foi avaliado a partir da análise integrada dos quatro Índices de Risco das linhas de evidências (química, qualidade da água, ecotoxicológica e ecológica). Para isso os seguintes passos foram adotados seguindo o método proposto por (SANCHEZ, 2012):

(1) Cálculo dos valores de R1;

(2) Cálculo das médias aritméticas ponderadas R2.

$$R1 = (1 - \log X) \quad \text{Equação 15}$$

$$R2 = \frac{(R1_{\text{Quím}} * A) + (R1_{\text{Ecotox}} * B) + (R1_{\text{Ecológica}} * C) + (R1_{\text{Qualid}} * D)}{A + B + C + D} \quad \text{Equação 16}$$

Onde: X = o valor de risco associado à cada LoE

A = Peso da LoE Química (Peso 1,0)

B = Peso da LoE Ecotoxicológica (Peso 1,5)

C = Peso da LoE Ecológica(Peso 2,0)

D = Peso da LoE da Qualidade da água (Peso 1,0)

Os valores de riscos traduzidos por Jensen e Mesman (2006) foram apresentados na tabela 13.

Tabela 13: Faixas dos Índices de Risco e suas classificações qualitativas e de cores correspondentes

Índices de Risco	Classificação
0,75 – 1,0	MUITO ALTO
0,50 – 0,75	ALTO
0,25 – 0,50	MODERADO
0,00 – 0,25	BAIXO

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Índice de Risco de Qualidade de Água

O termo “qualidade de água” não trata apenas o estado de pureza, mas sim às características físicas, químicas e biológicas e, dependendo destas características, são determinados diversos destinos ou usos para a água. A qualidade da água de um determinado recurso hídrico é avaliada dependendo das substâncias presentes, para isso são determinados os parâmetros de qualidade da água. Tais substâncias caracterizam as condições em que a água se encontra, para os mais variados usos, inclusive para sua preservação no ambiente (MERTEN, MINELLA, 2002).

Em relação ao pH e conforme a Tabela 14, condições mais ácidas e alcalinas foram observadas no P1 da coleta 3 (3,99) e no P2 da Coleta 4 (9,55), respectivamente. No entanto, 15 das 20 medições de pH apresentaram valores alcalinos ($>8,0$). Isso ocorre, possivelmente, por se tratar de um local com presença de sólidos orgânicos e com lançamento de esgoto, logo, apresenta uma grande quantidade de matéria orgânica. Os boletins do INEA confirmam que desde 2001 esse corpo hídrico possui pH alcalino.

A amônia está presente naturalmente nos corpos hídricos como produto da degradação de compostos orgânicos e inorgânicos do solo e da água, resultado da excreção da biota, redução do nitrogênio gasoso da água por microrganismos ou por trocas gasosas com a atmosfera (SABINO, 2018). As concentrações de amônia de até 6,95 mg/L (2,79 mg/L em média) encontradas nas amostras da LJPA provavelmente estão relacionadas as constantes descargas de efluentes domésticos e industriais, da hidrólise da ureia e da degradação biológica de aminoácidos e outros compostos orgânicos nitrogenados. Em todas as coletas, o alto valor de nitrato, com concentrações máximas de 6,64 mg/L em alguns pontos e 3,02 mg/L em média, extrapolou os valores ($<0,7$ mg/L) previstos na Resolução CONAMA (RC) 357/05 (BRASIL, 2005).

As concentrações de OD, com valores médios de 13,3 mg/L, podem ser explicadas pela alta densidade de algas observadas durante a coleta e a extensa área superficial da lagoa, permitindo a troca de gases com a atmosfera. O OD do ponto P0 em média foi de 10,2 mg/L e se enquadrou nos limites previstos (>5 mg/L) pela RC 357/05 (BRASIL, 2005). No entanto, alguns pontos como os pontos P5 da Coleta 3 (4,77 mg/L) e os pontos P3, P4 e P5 (2,38; 2,32; 2,50 mg/L) da Coleta 4 apresentaram valores de OD abaixo do indicado na legislação (>4 mg/L).

Tabela 14: Resultados das análises dos parâmetros físico-químicos e biológicos das amostras de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá – RJ nos meses de abril, junho, agosto e outubro de 2019 (coletas 1, 2, 3, 4 e 5 respectivamente).

Pontos de Coleta		pH	OD (mg/L)	CE ($\mu\text{S}/\text{cm}^2$)	Turbidez (NTU)	Temp. líq. ($^{\circ}\text{C}$)	ORP (mV)	STD (g/L)	Salinidade	DQO (mg/L)	DBO* (mg/L)	Fósforo (mg/L)	Amônia (mg/L)	Nitrato (mg/L)	NT (mg/L)	CT (NMP/100mL)	CTE (NMP/100mL)	<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	IQA	Classificação
Coleta 1	P0	8,37	10,00	3,600	3,6	26,50	144	0,033	0,0	121,3	2,4	0,020	0,45	0,95	1,40	7,8	7,8	0	81,7	Ótima
	P1	5,47	12,26	0,394	40,8	28,61	287	0,226	2,0	454,7	227,3	0,134	2,19	1,59	3,78	400	1100	0	36,0	Ruim
	P2	8,13	11,98	1,330	21,5	29,44	79	0,852	2,0	564,7	282,3	0,146	3,21	1,89	5,10	17000	54000	200	31,5	Ruim
	P3	7,72	17,46	0,856	37,7	30,21	91	0,503	2,0	474,7	237,3	0,131	1,86	1,94	3,80	2300	4900	200	34,3	Ruim
	P4	9,00	22,50	1,040	16,0	31,43	79	0,659	1,0	324,7	162,3	0,121	2,11	1,72	3,83	0	200	0	39,5	Regular
	P5	8,73	13,79	1,120	29,7	31,36	69	0,715	1,0	291,3	145,7	0,047	3,27	1,47	4,74	3300	22000	0	26,7	Ruim
Coleta 2	P0	8,27	11,10	0,057	4,6	21,20	20	0,037	0,0	460,5	9,2	0,086	0,00	1,07	1,07	1600	20	0	73,3	Boa
	P1	4,90	8,89	0,781	53,4	24,88	308	0,446	1,0	663,8	331,9	0,171	3,47	2,80	6,26	7000	180	0	37,5	Regular
	P2	8,88	13,00	1,370	101,0	26,20	72	0,808	2,0	728,8	364,4	0,225	2,55	3,26	5,80	14000	4900	200	26,9	Ruim
	P3	7,68	13,80	0,886	81,5	27,15	14	0,502	2,0	523,8	261,9	0,173	3,23	3,02	6,25	>160000	0	0	42,2	Regular
	P4	7,08	16,25	1,010	72,7	29,00	36	0,581	2,0	617,2	308,6	0,174	3,42	2,55	5,97	>160000	92000	0	25,2	Ruim
	P5	7,58	8,59	0,468	59,2	28,75	69	0,272	0,0	475,5	237,8	0,177	5,58	1,43	7,01	1600	1600	0	41,8	Regular
Coleta 3	P0	8,37	11,20	0,069	3,4	19,70	123	0,045	1,0	27,4	0,5	0,082	0,04	1,03	1,08	2	2	0	85,3	Ótima
	P1	3,99	8,70	4,480	0,4	22,10	287	2,870	3,0	265,2	132,6	0,206	3,18	5,05	8,23	450	450	0	33,7	Ruim
	P2	6,83	7,49	6,470	40,7	22,35	169	4,010	4,0	343,0	171,5	0,209	3,00	6,64	9,64	200	450	0	41,7	Regular
	P3	8,60	5,76	7,390	78,4	22,47	72	4,650	3,0	358,6	179,3	0,212	3,18	6,48	9,66	200	400	0	37,4	Ruim
	P4	8,70	5,06	6,990	79,2	22,91	71	4,420	4,0	349,7	174,8	0,207	3,17	5,88	9,04	2200	370	18	36,3	Ruim
	P5	8,42	4,77	5,450	80,6	22,79	-48	3,470	1,0	286,3	143,2	0,247	5,08	4,69	9,77	79000	35000	0	24,6	Ruim
Coleta 4	P0	8,08	10,00	0,071	8,9	25,00	38	0,046	0,0	298,9	6,0	0,085	0,00	3,01	3,01	-	10	-	74,7	Boa
	P1	6,28	11,51	3,120	89,5	27,27	281	1,940	1,0	682,2	341,1	0,192	0,10	0,56	0,66	-	577	-	36,2	Regular

	P2	9,55	6,76	5,240	104,0	29,17	91	3,270	3,0	537,8	268,9	0,130	0,09	0,43	0,52	-	5723	-	30,2	Ruim
	P3	8,22	2,38	2,430	67,7	29,91	-171	1,650	0,0	485,6	242,8	0,337	6,45	1,20	7,65	-	2650	-	28,6	Ruim
	P4	8,79	2,32	3,390	89,2	29,71	-89	2,090	3,0	516,7	258,3	0,151	0,12	0,48	0,60	-	4295	-	28,5	Ruim
	P5	8,97	2,50	2,920	82,6	29,35	-98	1,960	0,0	438,9	219,4	0,347	6,95	1,58	8,53	-	8325	-	24,5	Ruim
Coleta 5	P0	8,14	9,96	0,095	0,5	24,10	188	0,062	-	290,3	5,8	0,089	0,000	1,32	1,32	-	11	-	83,1	Ótima
	P1	6,3	36,81	2,800	111,0	26,17	196	1,690	-	562,6	281,3	0,207	0,111	3,99	4,10	-	647	-	31,1	Ruim
	P2	9,43	22,58	4,090	63,0	26,89	59	2,620	-	610,3	305,2	0,199	0,048	4,75	4,80	-	9489	-	27,5	Ruim
	P3	8,97	30,74	5,000	50,2	26,35	56	3,170	--	459,2	229,6	0,189	0,463	5,27	5,73	-	2144	-	33,2	Ruim
	P4	9,45	24,47	3,110	101,0	27,19	50	1,880	-	543,7	271,8	0,210	0,020	4,29	4,31	-	14085	-	22,4	Ruim
	P5	8,69	24,11	2,520	50,2	26,91	-126	1,560	-	435,9	217,9	0,284	6,900	2,68	9,58	-	13845	-	26,7	Ruim

Observação 1: Para a classificação dos corpos hídricos abrangidos neste trabalho, foi levado em consideração a Resolução CONAMA 357/05. O P0, localizado no Açude do Camorim, foi classificado como água doce classe 2, e os demais pontos da Lagoa de Jacarepaguá (P1 a P5) como água salobra de classe 2.

Observação 2: A Classificação foi dada de acordo com a ANA (Agência Nacional de Águas).

*DBO estimada a partir da relação DBO/DQO, com valor de 0,02 para P0 e 0,5 para os demais pontos (P1 a P5) (Bollmann e Marques, 2006).

Embora os valores limites para DQO não estejam estabelecidos na RC 357/05 (BRASIL, 2005), foi utilizado, como base de comparação com os resultados obtidos no presente estudo, uma faixa típica de DQO encontrada em efluentes domésticos brutos, que varia de 200-800 mg/L (VON SPERLING, 2005). Sendo assim, foi possível constatar que todos os pontos amostrais de todas as coletas ficaram dentro desta faixa, sendo possível a constatação da presença de esgoto na lagoa.

As amostras em todos os pontos e coletas apresentaram uma baixa condutividade (em média 2,99 $\mu\text{S}/\text{cm}$), sendo os maiores valores obtidos na Coleta 3 (em agosto). A RC 357/05 (BRASIL, 2005) não determina valor específico para esta variável, porém a CETESB (2010) aponta que acima de 100 $\mu\text{S}/\text{cm}$, existe a possibilidade de entrada de esgoto no ambiente. A CE está relacionada com a presença de íons, partículas carregadas eletricamente, dissolvidos na água. Sendo assim, quanto maior for a quantidade de íons dissolvidos, maior será a condutividade elétrica da mesma, a qual pode variar também de acordo com a temperatura e o pH (CRUZ et al. 2007). Valores elevados de CE também podem indicar características corrosivas da água (CETESB, 2009).

Em relação aos STD, a Coleta 3 apresentou as maiores concentrações nos pontos P2, P3 e P4 (4,01; 4,65 e 4,42g/L) e a Coleta 2, as menores concentrações em todos os pontos (0,037 - 0,808g/L) . Os STD ocorrem devido aos processos de intemperismo que geram estes produtos encontrados na LJPA na forma iônica. Os sólidos totais dissolvidos (STD) estão relacionados diretamente com a condutividade elétrica. Os STD incluem todos os sais e componentes não iônicos. Este parâmetro é utilizado no controle de poluição de corpos d'água natural com esgotos sanitários e efluentes industriais, para avaliar a eficiência nas estações de tratamentos de efluentes (ARAÚJO & OLIVEIRA, 2013).

Durante o outono (Coleta 1 e Coleta 2) e a primavera (Coleta 4) a temperatura da água da LJPA ficou mais elevada, registrando média de 30,2 °C no outono e média de 29,3 °C na primavera. Ocorre uma diminuição da temperatura da água no inverno (Coleta 3), com uma média de 22,0 °C.

Durante o período de amostragem, algumas amostras apresentaram uma turbidez elevada, onde o valor médio foi de $64,0 \pm 29,5$ NTU, tais resultados corroboram com a RC 357/05 (BRASIL, 2005), que estabelece que não se deve observar

visualmente turbidez nas amostras, o que era nítido nas amostras coletadas na LJPA. Os valores mais elevados estiveram no P1 (111 NTU, coleta 5) P2 (104,0 NTU, coleta 4), ultrapassando o limite da RC 357/05 em alguns casos(>100 NTU).

Os coliformes termotolerantes (CTE) apresentaram uma média de 11.200 NMP/100 mL durante o período de monitoramento na LJPA. Estes valores estiveram muito acima dos estabelecidos pela RC 357/05 (BRASIL, 2005) (<1000 NMP/100 mL). Os pontos que apresentaram os maiores valores foram: P2 da coleta 1 com 54.000 NMP/100 mL; P4 da coleta 2 com 92.000 NMP/100 mL; e P5 na Coleta 3 com 35.000 NMP/100 mL. Os coliformes termotolerantes são designados como subgrupo dos coliformes totais, a principal bactéria envolvida é *Escherichia coli*. Esta bactéria é considerada como um indicador de contaminação fecal, já que compõe a microbiota intestinal de diversos animais (NASCIMENTO et al, 2013).

Condições climáticas como o índice pluviométrico e a condição da maré (Tabela 15) devem ser considerados ao analisar os resultados dos parâmetros físico-químicos e biológicos (Tabela 14) realizados. Este apontamento é necessário devido à Lagoa de Jacarepaguá estar conectada com outras lagoas que se ligam diretamente ao mar.

Tabela 15: Índice pluviométrico e condições de maré no momento das coletas realizadas nos meses de abril, junho, agosto e outubro de 2019 às 10 horas da manhã.

MESES	COLETAS	ESTAÇÃO CLIMÁTICA	CHUVA (MM)		DADOS DA MARÉ	
			30 dias	96 h	(M)	CLASSIFICAÇÃO
Abril	1	Outono	149,6	0,0	0,4	Baixa
Junho	2	Outono	136,4	0,2	1,2	Alta
Agosto	3	Inverno	91,2	3,6	0,2	Baixa
Outubro	4	Primavera	65,4	2,4	0,5	Baixa
Dezembro	5	Primavera	128	1,2	1,3	Alta

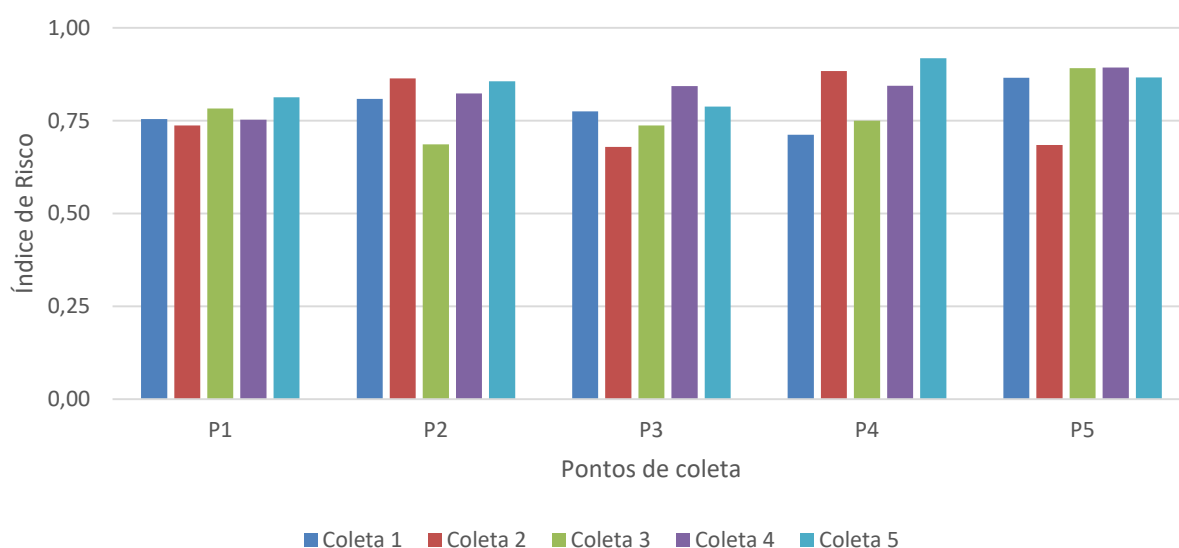
Fonte: Sistema Alerta Rio (www.sistema-alerta-rio.com.br, 2021)

Durante a coleta 2 e 5 foram registradas as marés mais altas de todo o período de coleta, com uma maior entrada ou troca de águas com as outras lagoas e uma menor contribuição dos rios. Sendo assim, houve a redução de alguns parâmetros analisados, principalmente dos coliformes termotolerantes (CTE) e de STD. Na Coleta 3 que registrou um maior índice pluviométrico, houve uma redução da DQO e um aumento

dos STD devido a maior quantidade de materiais suspensos. Os impactos das chuvas na qualidade da água foram observados também por SILVA et. al (2008) ao longo do rio Purus, localizado no estado do Amazonas. As informações adquiridas em quatro diferentes áreas ao longo do rio, mostraram correlações positivas entre o índice pluviométrico e alguns parâmetros físico-químicos.

A partir dos resultados obtidos com o monitoramento dos parâmetros físico-químico e microbiológicos e o cálculo do IQA foram calculados os Índices de Risco de Qualidade de Água. Em relação aos pontos de coleta propõem-se as seguintes observações: os pontos que apresentaram os maiores índices de risco médio foram o P5 com 0,84, seguido pelo P4 com 0,82 e o P2 com 0,81. O local de coleta (P5) se encontrava próximo a um rio com odor característico de contaminação por esgoto, assim o resultado obtido foi coerente com as observações feitas em campo durante o período de coleta. Apesar de ter sido classificado como risco muito alto, o P3, localizado próximo a uma área de troca de água com outras lagoas do complexo, foi o ponto que apresentou o menor índice de risco médio, com 0,76. No caso das coletas, cabe ressaltar que em todas elas, os índices variaram de 0,77-0,85, logo, de risco muito alto. Os diferentes meses de coleta com suas respectivas condições não causaram uma variação significativa no índice de risco estimado para LIPA nesta LoE (Gráfico 1).

Gráfico 1: Avaliação do risco de qualidade de água na Lagoa de Jacarepaguá, nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro/2019 (coleta 1 – 5, respectivamente)



O IRQA da Lagoa de Jacarepaguá utilizando os cálculos do presente trabalho, a partir dos boletins mensais de qualidade ambiental do INEA (2019) foi considerado “ruim”, pois apresentou o valor de 0,76. O valor alto desse índice se assemelha com os encontrados no decorrer dos monitoramentos realizados por este trabalho. Para o INEA uma classificação “ruim” aponta a necessidade de um tratamento mais avançado para a água utilizada para abastecimento.

Carvalho et al (2016) realizou o monitoramento da Bacia Hidrográfica do Ribeirão São João situada, na região central do Estado do Tocantins. O estudo revelou que segundo os valores obtidos para o IQA, a qualidade da água pode ser classificada como boa na maior parte do período. Foi observado no estudo que a maior parte dos valores mensais do IQA, correspondente a 55,4% podem ser classificados na categoria “boa”, 39% na categoria “razoável” e 5,6% na categoria “ruim”. Os autores sugerem que os baixos valores do IQA podem estar relacionados à descarga doméstica, atividades agrícolas e drenagem da bacia hidrográfica.

4.2 Índice de Risco Químico

Com base nos resultados obtidos com a análise cromatográfica de 107 agrotóxicos nas amostras de água superficial nas 5 coletas realizadas na LJPA, foram detectados e/ou quantificados um total de 27 agrotóxicos em algum momento durante o período de monitoramento da lagoa (Tabela 16).

Tabela 16: Agrotóxicos detectados por cromatografia gasosa em amostras de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá em abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019.

AGROTÓXICOS		
2,4'-DDD	b-HCH	TEBUCONAZOL
4,4'-DDD	DIMETHOATE	TETRACONAZOLE
4,4'-DDT	EPOXICONAZOLE	TRICYCLAZOLE
ALACHLOR	FENPROPATRIN (DANITOL)	2,4'-DDT
AMETRYN	FOLPET	ACETOCLOL
ATRAZINE	MALATHION	BIOALETHRIN (ALETHRIN)
BOSCALID	METAMITRON	CYPERMETHRIN
CAPTAN	MONOCROTOPHOS	HEPTACHLOR
CYPROCONAZOLE	PARAOXON	D-ALETHRIN

A legislação brasileira regula apenas alguns limites máximos permitidos para algumas SQI estudadas em água superficial, conforme mostra a Tabela 17.

Tabela 17: Padrões de qualidade de água salobra, classe II, segundo Resolução CONAMA 357/05 para compostos orgânicos:

PARÂMETROS ORGÂNICOS	VALOR MÁXIMO
Aldrin + Dieldrin	0,03 µg/L
Clordano (cis + trans)	0,09 µg/L
DDT (p-p'DDT + p-p'DDE + p-p'DDD)	0,13 µg/L
Endrin	0,037 µg/L
Heptacloro epóxido + Heptacloro	0,053 µg/L
Lindano	0,160 µg/L
Pentaclorfenol	13,0 µg/L
Toxafeno	0,210 µg/L
Tributilestanho	0,37 µg/L

A Coleta 1 apresentou a maior variedade de agrotóxicos (Tabela 18), tal fato pode ter ocorrido devido a ocorrência de chuvas próximas à coleta. No decorrer das demais coletas, novos agrotóxicos foram observados e alguns, antes detectados na primeira coleta já não apareciam. Madera et al (2021) analisaram em seu estudo através de cromatografia líquida, a concentração de agrotóxicos em águas superficiais em Cienega, México. As amostras foram coletadas em época de chuvas, período do ano que o uso de agrotóxicos aumenta. Dos 22 agrotóxicos encontrados na região, o malathion se destacou com altas concentrações (863.49 µg/L). O malathion foi encontrado no P2 da coleta 1 (0,031 µg/L Este agrotóxico é um inseticida normalmente utilizado para controle de mosquitos como o da dengue.

A presença do fungicida epoxiconazol (0,047 µg/L) nos pontos P0 das coletas 4 e 5 e no P5 da coleta 3 pode ser atribuída a sua baixa solubilidade em água (7,1 mg/L), que reduz o transporte via escoamento superficial dissolvido em água e o torna mais susceptível ao transporte associado às partículas em suspensão. Ribeiro & Dores (2013) também atribuíram a presença de epoxiconazol em apenas 1 mês de coleta de águas superficiais da região de nascente do Rio São Lourenço-MT, à sua baixa solubilidade em água.

Um dos agrotóxicos mais encontrados em todas as coletas e em praticamente todos os pontos e amostras (concentração média de 0,271 µg/L) foi o fenpropatrin com a maior concentração no P0 da Coleta 1 (1,408 µg/L). BÜHLER (2018) monitorou este composto ao longo de 10 pontos da Bacia do Tramandaí, abrangendo diferentes lagoas e o Rio Maquiné, no Rio Grande do Sul. O agrotóxico fenpropatrin foi o mais frequente dentre os pontos estudados, tendo este aparecido no mês de dezembro na Lagoa dos Quadros (0,7 µg/L), Laguna Tramandaí (1,0 µg/L), Lagoa Cidreira (2,0 µg/L) e Lagoa Bacopari (1,7 µg/L). Segundo a ANVISA este composto pode ser utilizado para diversas culturas de produtos agrícolas (hortifrutí), o que pode contribuir para sua distribuição em diferentes pontos.

O agrotóxico β -HCH foi detectado em todos os pontos das Coletas 3 e 4 (concentração média de 0,071 µg/L). O β -HCH é o isômero mais simétrico e estável do HCH, sendo, portanto, o mais persistente na natureza; geralmente é encontrado em concentrações maiores, tanto em solo e água como no tecido adiposo e leite de animais (KINYAMU et al 1998). Esses compostos também são denominados de poluentes orgânicos persistentes, devido ao seu longo tempo de meia-vida ambiental, o que promove um aumento contínuo de suas quantidades no meio ambiente (BREIVIK et al. 1999). Os compostos organoclorados têm uma atração preferencial pelas fases orgânicas encontradas nos sedimentos, segundo RAJENDRAN et al (1999). O pouco volume de chuva e as marés baixas no período das Coletas 3 e 4 (Tabela 15), pode ser o motivo desse composto ter estado presente apenas nesta época nas águas superficiais. Baudino et al. (2003) determinaram o nível de contaminação dos agrotóxicos organoclorados e a ocorrência de seus produtos de degradação nas bacias dos dois principais rios, San Juan e Jáchal, da Província de San Juan, Argentina, utilizando cromatografia gasosa. Os valores médios encontrados nas amostras foram 14,20 µg / L e 9,35 µg / L para β -HCH e Dieldrin, respectivamente. Os autores concluíram, pela análise da relação pesticidas / produto de degradação, uma alta proporção do isômero β -HCH persistente indicando uma contaminação crônica.

Tabela 18: Concentrações das SQI na Lagoa de Jacarepaguá, zona oeste da cidade do Rio de Janeiro nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coleta 1 – 5, respectivamente). O sinal de “-” corresponde a não detecção do composto nas amostras.

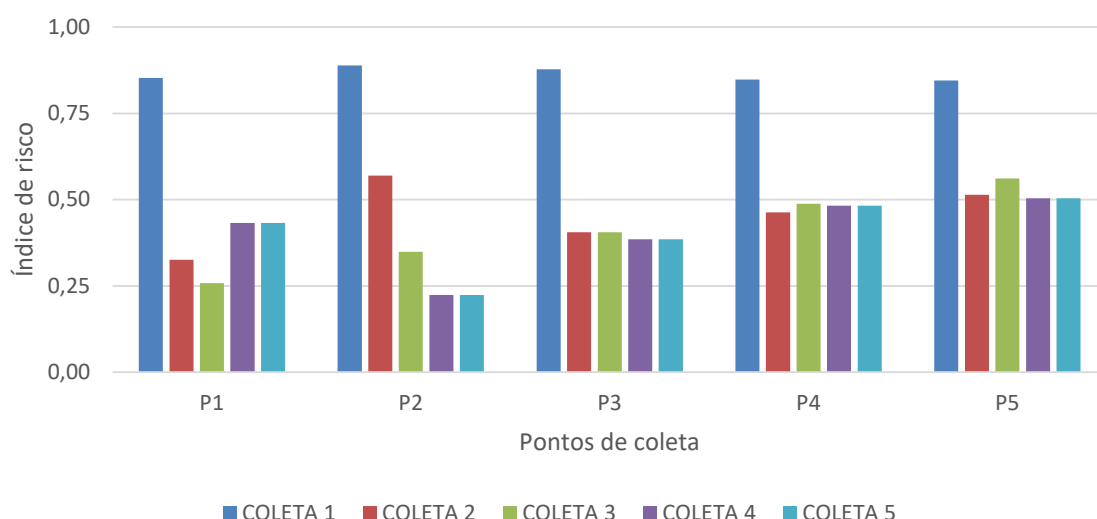
[illegible]

MALATHION	-	-	0,031	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
METAMITRON	0,386	0,406	0,342	0,455	0,323	0,322	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
MONOCROTOPHOS	0,965	0,512	0,921	0,515	0,593	0,646	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
PARAOXON-	0,283	0,274	0,22	0,281	0,261	0,146	0,059	-	-	0,059	0,059	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
TEBUCONAZOL	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,065	0,065	0,065	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
TETRACONAZOLE	0,794	0,261	0,266	0,403	0,126	0,184	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
TRICYCLAZOLE	0,046	-	0,071	0,061	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
2,4'-DDT	-	-	-	-	-	-	0,031	-	0,031	-	0,031	0,031	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
ACETOCLOR	-	-	-	-	-	-	-	-	0,248	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
BIOALETHRIN (ALETHRIN)	-	-	-	-	-	-	-	0,08	0,159	-	0,115	0,14	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
CYPERMETHRIN PEAK 1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,161	-	-	-	-	-	0,161	
CYPERMETHRIN PEAK 3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,089	0,089	-	-	0,089	-	0,089	0,089	-	-	0,089	-	0,089
HEPTACHLOR	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,12	-	-	-	-	-	-	0,12	-

Com base nos cálculos das concentrações das SQI para cada ponto, o risco químico foi estimado para as amostras ambientais coletadas nos 5 pontos amostrais da LJPA.

O maior índice de risco químico estimado foi o da coleta 1 com 0,86 em média, sendo classificado como muito alto. Já as outras coletas (2, 3, 4 e 5) apresentaram um índice de risco estimado de 0,41 – 0,46 sendo classificado como moderado. A média geral dos índices de risco dos pontos de amostragem foi de 0,51 (risco alto), sendo o P5 foi o ponto onde se observam os maiores riscos (0,59, risco alto) e o P2 com o menor índice de risco (0,45, risco moderado).

Gráfico 2: Risco Químico das amostras de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá, nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro/2019 (coletas 1-5, respectivamente)



4.3 Índice de Risco Ecotoxicológico

4.3.13 Microalga *C. vulgaris*

Na Tabela 19 encontram-se os valores médios obtidos nos ensaios com a microalga *C. vulgaris* e com o microcrustáceo *C. dubia*, este último será comentado no próximo tópico. Nas Coletas 1 e 3 foi observado que em todos os pontos houve uma inibição no crescimento médio de 49,8% das *C. vulgaris*, sendo maior na coleta 3 com 78,6% e menor na coleta 2 com 21%. No entanto, outro efeito foi observado nas Coletas 4 e 5, o de estímulo ao crescimento das microalgas, de >200% na coleta 4 e >70% na

coleta 5 (Gráfico 3). O efeito de estímulo de crescimento observados em alguns pontos da Coleta 4 e 5, pode ter sido causado pelo lançamento de esgoto que gerou um aumento nos nutrientes e matéria orgânica na LJPA. Alguns desses possíveis nutrientes foram analisados neste trabalho, como o nitrato e fósforo (Tabela 13).

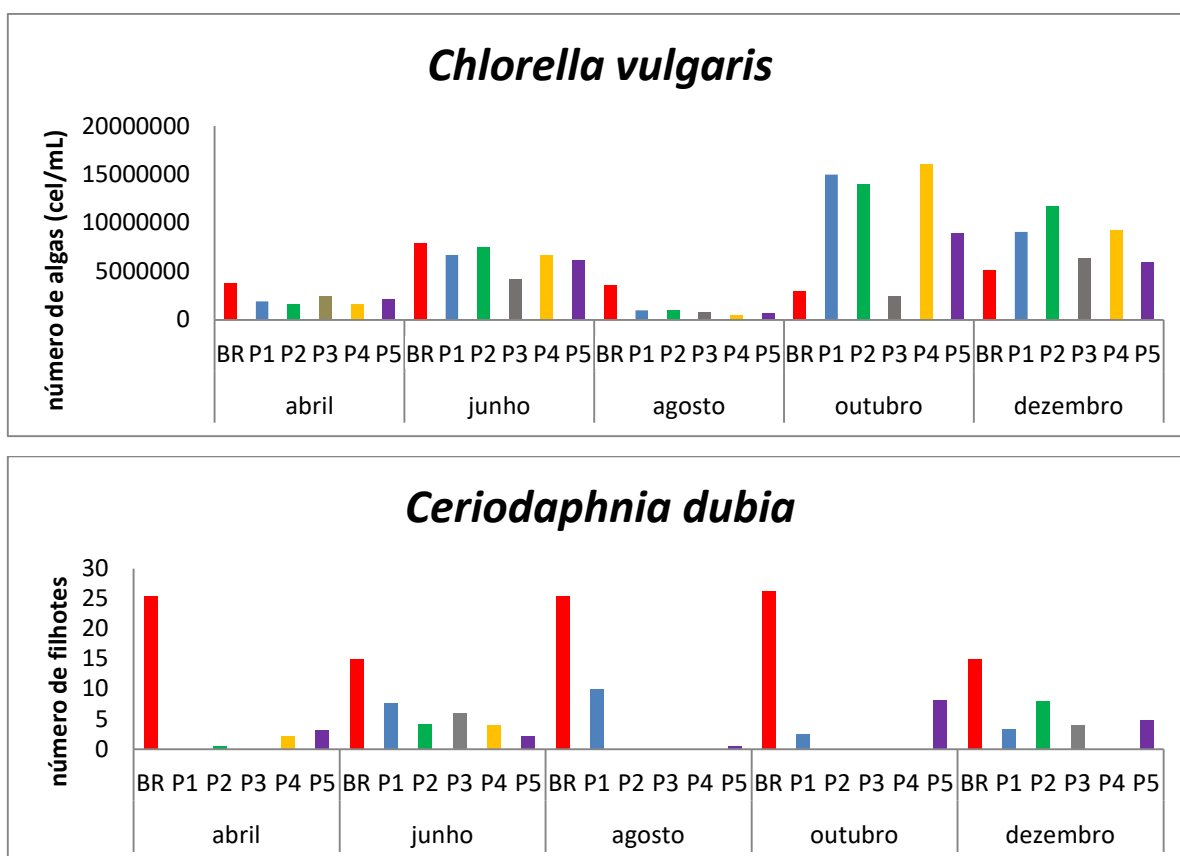
Tabela 19: Valores médios do número de microalgas por mL ($\pm$ DP) nos ensaios crônicos com *C. vulgaris* e número médio de filhotes por fêmeas de *C. dubia* ($\pm$ DP). Avaliação do efeito tóxico ($p < 0,05$) utilizando as amostras de água coletada na Lagoa de Jacarepaguá – RJ nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro/2019.

Pontos de coleta		<i>C. vulgaris</i>		<i>C. dubia</i>		
		nº algas	Toxicidade	Média filhotes	Toxicidade	Mortalidade
Coleta 1	BR	$3.8 \cdot 10^6 \pm 5.7 \cdot 10^5$	-	$25,4 \pm 1,6$	-	-
	P0	$3.8 \cdot 10^5 \pm 4.5 \cdot 10^5$	Tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P1	$1.9 \cdot 10^6 \pm 2.6 \cdot 10^5$	Tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P2	$1.6 \cdot 10^6 \pm 1.0 \cdot 10^5$	Tóxico	$0,4 \pm 1,2$	Tóxico	Tóxico
	P3	$2.4 \cdot 10^6 \pm 7.6 \cdot 10^5$	Tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P4	$1.6 \cdot 10^6 \pm 4.6 \cdot 10^5$	Tóxico	$2,1 \pm 4,9$	Tóxico	Tóxico
	P5	$2.1 \cdot 10^6 \pm 6.0 \cdot 10^5$	Tóxico	$3,1 \pm 6,0$	Tóxico	Não tóxico
Coleta 2	BR	$7.9 \cdot 10^6 \pm 5.2 \cdot 10^5$	-	$15 \pm 1,7$	-	-
	P0	$3.5 \cdot 10^6 \pm 1.1 \cdot 10^6$	Tóxico	$8,4 \pm 3,8$	Tóxico	Não tóxico
	P1	$6,7 \cdot 10^6 \pm 3,8 \cdot 10^5$	Não tóxico	$7,6 \pm 4,5$	Tóxico	Não tóxico
	P2	$7,5 \cdot 10^6 \pm 23 \cdot 10^6$	Não tóxico	$4,1 \pm 2,4$	Tóxico	Não tóxico
	P3	$4.2 \cdot 10^6 \pm 9.6 \cdot 10^5$	Tóxico	$5,9 \pm 1,6$	Tóxico	Não tóxico
	P4	$6.6 \cdot 10^6 \pm 6.1 \cdot 10^5$	Não tóxico	$4 \pm 2,5$	Tóxico	Não tóxico
	P5	$6.1 \cdot 10^6 \pm 8.5 \cdot 10^5$	Não tóxico	$2,1 \pm 0,9$	Tóxico	Não tóxico
Coleta 3	BR	$3.6 \cdot 10^6 \pm 3.7 \cdot 10^5$	-	$25,4 \pm 1,6$	-	-
	P0	$2.6 \cdot 10^5 \pm 1.8 \cdot 10^5$	Tóxico	$0,8 \pm 2,5$	Tóxico	Tóxico
	P1	$9.6 \cdot 10^5 \pm 2.4 \cdot 10^5$	Tóxico	$9,9 \pm 6,5$	Tóxico	Não tóxico
	P2	$1.0 \cdot 10^6 \pm 1.8 \cdot 10^5$	Tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P3	$7.8 \cdot 10^5 \pm 1.8 \cdot 10^5$	Tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P4	$4.6 \cdot 10^5 \pm 3.8 \cdot 10^5$	Tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P5	$6.3 \cdot 10^5 \pm 1.6 \cdot 10^5$	Tóxico	$0,5 \pm 1,0$	Tóxico	Não tóxico
Coleta 4	BR	$2.9 \cdot 10^6 \pm 4.8 \cdot 10^5$	-	$26,3 \pm 2,9$	-	-
	P0	$1.3 \cdot 10^6 \pm 7.6 \cdot 10^5$	Não tóxico	$6,7 \pm 4,0$	Tóxico	Não tóxico
	P1	$1.5 \cdot 10^7 \pm 1.3 \cdot 10^6$	Não tóxico	$2,4 \pm 2,2$	Tóxico	Tóxico
	P2	$1.4 \cdot 10^7 \pm 3.7 \cdot 10^6$	Não tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P3	$2.4 \cdot 10^6 \pm 1.0 \cdot 10^6$	Não tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P4	$1.6 \cdot 10^7 \pm 1.3 \cdot 10^6$	Não tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P5	$8.9 \cdot 10^6 \pm 8.2 \cdot 10^5$	Não tóxico	$8,1 \pm 4,9$	Tóxico	Não tóxico
Coleta 5	BR	$5.1 \cdot 10^6 \pm 1.1 \cdot 10^6$		$15,0 \pm 1,1$	-	-
	P0	$9.9 \cdot 10^5 \pm 4.0 \cdot 10^5$	Não tóxico	$13,6 \pm 7,8$	Não tóxico	Não tóxico
	P1	$9.1 \cdot 10^6 \pm 3.1 \cdot 10^6$	Não tóxico	$3,2 \pm 2,5$	Tóxico	Não tóxico
	P2	$1.2 \cdot 10^7 \pm 4.1 \cdot 10^6$	Não tóxico	$8,0 \pm 5,5$	Tóxico	Não tóxico
	P3	$6.3 \cdot 10^6 \pm 1.5 \cdot 10^6$	Não tóxico	$3,9 \pm 2,9$	Tóxico	Não tóxico
	P4	$9.2 \cdot 10^6 \pm 3.4 \cdot 10^6$	Não tóxico	0	Tóxico	Tóxico
	P5	$5.9 \cdot 10^6 \pm 3.3 \cdot 10^6$	Não tóxico	$4,8 \pm 3,0$	Tóxico	Não tóxico

*DP=Desvio Padrão

Um outro nutriente que podemos destacar é o fósforo, que em concentrações mais elevadas causam um aumento na biomassa de algas em corpos hídricos. Este nutriente apresentou concentrações relativamente altas em todos os pontos das Coletas 4 e 5 (0,23 e 0,22 mg/L em média, respectivamente). O fósforo é um nutriente essencial para a manutenção da vida, fazendo parte de diversas moléculas dos organismos vivos (e.g. ATP, ácidos nucleicos, fosfolipídios). Este elemento é também considerado um nutriente limitante para a produção primária das células fitoplanctônicas dos sistemas aquáticos costeiros e tem sido considerado como principal responsável pela eutrofização artificial em águas continentais (MARINS et al, 2007).

Gráfico 3: Ensaios ecotoxicológicos com *C. vulgaris* e com *C. dubia* nos pontos P1, P2, P3, P4 e P5 nas amostras coletadas durante os meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro/2019 (Coletas 1-5 respectivamente).



4.3.2 Microcrustáceo *C. dubia*

Todos os pontos amostrais em todas as coletas obtiveram um efeito tóxico para o microcrustáceo *C. dubia* (Gráfico 4 e Tabela 19). No entanto, além do efeito crônico

na reprodução, foi observado um efeito de letalidade das fêmeas expostas (efeito tóxico agudo). Os pontos P1, P2, P3 e P4 da Coleta 1 apresentaram esse efeito, assim como na Coleta 3 (exceção do P1 e P5) e na Coleta 4 (exceção do P5). No entanto, somente o P4 apresentou tal efeito na Coleta 5.

No estudo de Franco (2018), que avaliou a toxicidade crônica para *C. dubia* expostas às amostras de água dos rios com influência agrícola no sudoeste do Paraná. Ele observou que os pontos cabeceira e foz apresentaram efeito tóxico em, pelo menos, uma das coletas realizadas neste estudo. Apenas a amostra sem diluição demonstrou efeito sobre a mobilidade e reprodução de *C. dubia*, com exceção da foz rio Cotequipe, onde observou toxicidade no tratamento de 25% e na foz do Jaracatiá no de 12,5%. Os resultados evidenciaram a maior toxicidade na foz quando comparado aos pontos de cabeceira, demonstrando o potencial acumulativo de agentes poluidores ao longo do gradiente.

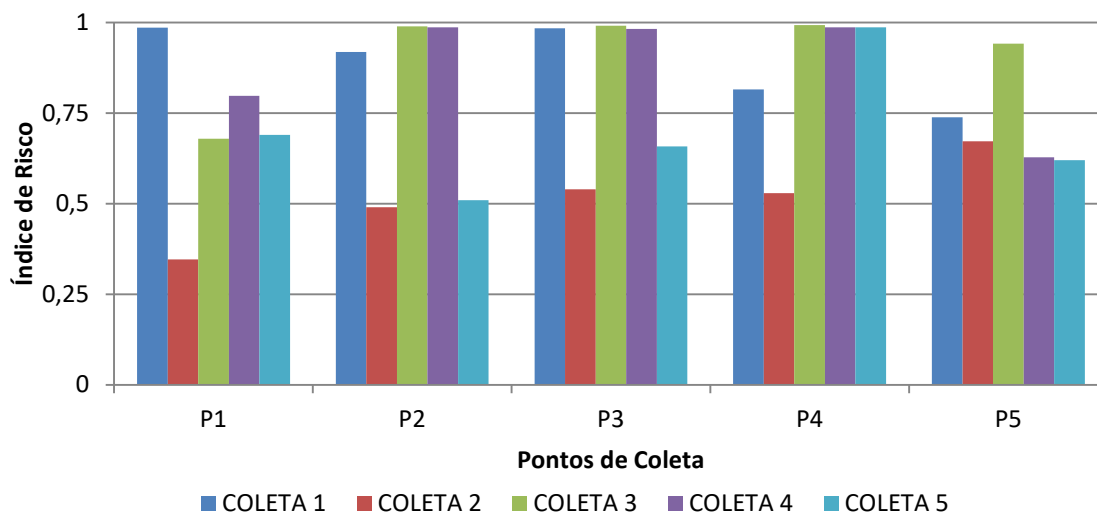
4.3.3 Avaliação do Índice de Risco Ecotoxicológico

Baseando-se pelos resultados obtidos nos ensaios com a microalga *C. vulgaris*, com o microcrustáceo *C. dubia* e dos controles negativos de cada ensaio, foi calculado o índice de risco ecotoxicológico (Gráfico 4).

As Coletas 1, 3 e 4 se destacaram por apresentar os maiores riscos e a Coleta 2 o menor risco ecotoxicológico. Essa diferença de riscos ecotoxicológicos observada nas coletas, pode ser ocasionada pela variação das condições de maré durante as coletas. Observa-se nas coletas 2 e 5 que a maré foi alta (1, 2 e 1,3 m) e nas coletas 1, 3 e 4 foi baixa ($\leq 0,5$ m) (Tabela 15).

Analisando os pontos amostrais, visualizam-se maiores riscos nos seguintes pontos amostrais: P2, P3 e P4 ($>0,75$, risco muito alto), já os pontos P1 e P5 obtiveram índices médios de 0,7 e 0,72, respectivamente, sendo classificados como risco alto. Diferentemente das coletas, que sofreram influência das marés, os pontos amostrais aparentam ter uma relação mais direta devido a localização dos pontos na lagoa e influência dos rios que deságuam próximos a eles. Vale lembrar que os pontos P1, P2, P3 e P5 estão próximos aos pontos de desagüe de rios que apresentam um alto recebimento de esgoto e o P4 se encontra localizado no centro da lagoa. Uma análise percentual mostra que 55% dos pontos apresentaram risco muito alto, 30% alto e 15% moderado.

Gráfico 4: Avaliação do risco ecotoxicológico das amostras de água superficial da Lagoa de Jacarepaguá, nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro de 2019 (coleta 1 – 5, respectivamente)



Segundo (2018) avaliou a qualidade da água em seis pontos do rio Apodi-Mossoró, o segundo maior do estado do Rio Grande do Norte, no período de seca e chuva, utilizando *Daphnia similis* e *Ceriodaphnia dubia* como organismos-teste em ensaios de ecotoxicidade aguda e crônica, respectivamente. Esta bacia hidrográfica vem sofrendo constantes impactos, provenientes da lixiviação e *runoff* de fertilizantes e agrotóxicos das diversas atividades agrícolas desenvolvidas no entorno do rio. Nos ensaios com as amostras de água, não foi verificada ecotoxicidade aguda para *D. similis* em nenhum dos pontos avaliados considerando ambos os períodos de coleta. Entretanto, ecotoxicidade crônica para *C. dubia* foi observada em alguns pontos considerando a sobrevivência e/ou a reprodução. A sobrevivência foi afetada significativamente em relação ao controle ($p < 0,05$) apenas no período de chuva, com 30% a 40% de sobrevivência. Os baixos valores de reprodução (próximos a 0%) foram encontrados nos mesmos pontos, com efeitos mais severos também no período chuvoso. No período de seca foi detectada cerca de 30% de produção de neonatos em relação ao controle ($p < 0,05$) em alguns pontos. Os resultados demonstraram que os pontos estiveram com a qualidade comprometida, visto que ocorreu toxicidade crônica em ao menos um período de coleta para todos eles. O autor supõe que as chuvas do período podem ter

desempenhado o papel de contribuidoras de contaminantes e não de fator de diluição conforme esperado.

4.4 Índice de Risco Ecológico

4.4.1. Organismos fitoplanctônicos

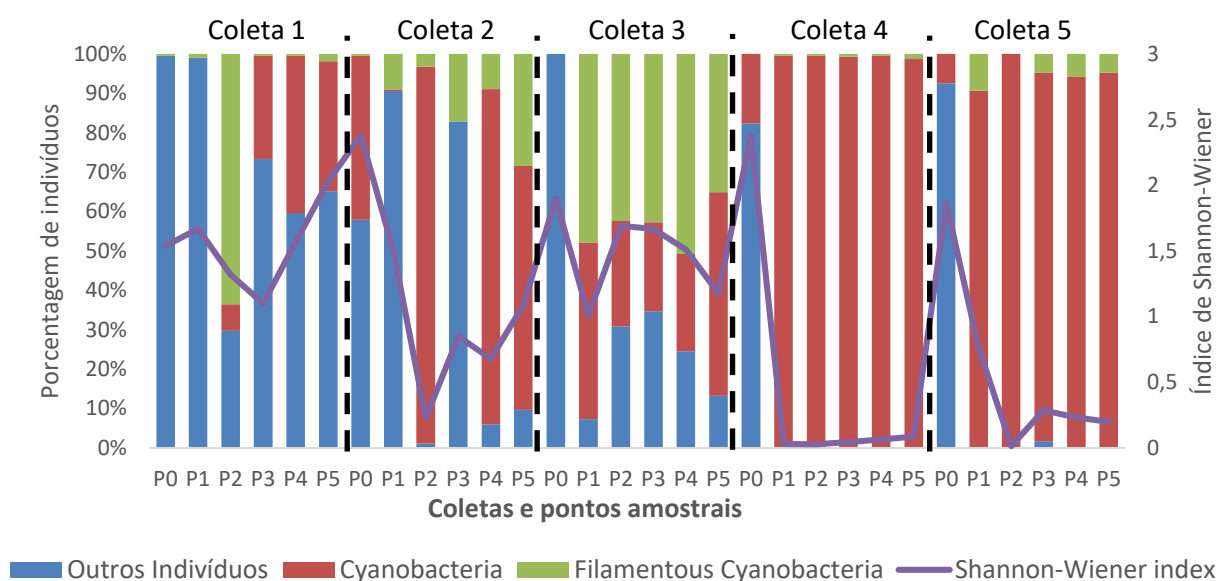
O fitoplâncton constitui o principal corpo fotossintetizante, responsável pela maior parte da produção orgânica no ecossistema aquático. Portanto, considera-se a medida dessa produção como o ponto de partida para uma avaliação sobre a produção orgânica total, o que leva, em última análise, à exploração racional do ecossistema pelo homem (Tundisi, 1975).

O fitoplâncton é um grupo extremamente diversificado, polifilético. Trata-se de uma comunidade de plantas microscópicas adaptadas à vida em suspensão nos ecossistemas aquáticos sujeito a movimentos passivos determinados por correntes. As vias e eficiência da transferência de energia primária nas cadeias alimentares aquáticas e a manutenção da biomassa dos níveis tróficos superiores são diretas ou indiretamente determinados pela comunidade fitoplanctônica. As taxas de produtividade primária destes organismos são controladas pela intensidade da luz nas camadas superficiais e pela concentração de nutrientes nitrogenados, fosfatados e pelos silicatos (AFFE, 2012). As amostras das águas superficiais da LJPA (Coletas 1, 2 e 3) e do ponto de referência (Coletas 1-5) analisadas apresentaram uma composição qualitativa que revelou uma integridade do ambiente aquático. Esta integridade foi observada quando os grupos taxonômicos e sua contribuição relativa (%) prevaleceram e com os resultados próximos, nas Coletas 1, 2 e 3 (Gráfico 5). Nas coletas 4 e 5 das águas superficiais da LJPA apresentaram uma configuração, em relação a comunidade fitoplanctônica, totalmente diferente e característica de ambientes eutrofizados, com uma predominância quase que exclusiva de cianobactérias e uma diversidade baixíssima no número de táxons no fitoplâncton (Gráfico 5). Nos casos do P0, por apresentar uma qualidade de água superior aos outros pontos analisados da lagoa, apresentou uma baixa abundância de cianobactérias (Gráfico 5).

Scheffer et al. (1997) apontou no seu estudo um morfotipo filamentoso de cianobactérias da família Oscillatoriaceae. O que diferencia estas cianobactérias das demais é que possuem uma razão superfície/volume superior às demais cianobactérias.

Esta característica permitiu uma maior capacidade de interação com o meio onde se encontra. Este tipo de cianobactérias produz biotoxinas, como a microcistinas que é uma das responsáveis pela intoxicação na biota e nos seres humanos, no caso de ocorrer florações de cianobactérias no meio aquático.

Gráfico 5: Cianobactérias em relação ao número total de indivíduos de algas por mililitro e de Cianobactérias filamentosas em relação ao total de Cianobactérias, nos cinco pontos de monitoramento da lagoa de Jacarepaguá e no ponto de referência (P0) no Açude do Camorim, nas coletas 1, 2, 3, 4 e 5 nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro/2019.



A distribuição das espécies aquáticas está no foco da ecologia e da interação da natureza com a sociedade humana. Neste contexto, a relação espaço-temporal de organismos individuais, populações e comunidades estão relacionadas aos fatores ambientais para definir a distribuição das espécies e da biodiversidade (JETZ et al., 2012).

O P0 foi o ponto que apresentou maiores valores de diversidade (em média 2,01 bits/célula) a partir do Índice de Shannon-Wiener em relação aos outros pontos de amostragem da LJPA (Gráfico 5). Segundo Margalef (1997), a diversidade em comunidades fitoplancônicas em águas costeiras está entre 1,0 e 2,5 bits/célula e em águas oceânicas entre 3,5 e 4,5 bits/célula. O autor destaca também que a faixa entre 2-3 bits/indivíduos é formada pela presença de inúmeras espécies e demonstra uma estrutura estável e diversificada, com ampla oferta de nichos. No presente estudo foi possível

confirmar a qualidade ambiental nas amostragens do P0. No entanto, o P1 foi o que mais se aproximou desta faixa com 1,00 bits/célula em média e o P2 foi o mais distante com 0,66 bits/célula em média.

Diversos estudos têm demonstrado e caracterizado a LJPA como um ambiente raso, turbido, hipereutrófico, e com altas densidades fitoplanctônicas (FERNANDES, 1993; DOMINGOS, 2001; FERRÃO-FILHO; DOMINGOS, & AZEVEDO, 2002). Como numa reação em cadeia, o aumento da concentração de fosfato visto na lagoa, tem efeitos diretos sobre a densidade de organismos fitoplanctônicos e, consequentemente, sobre a produção primária. As florações de microalgas na LJPA representam uma rápida resposta da comunidade fitoplanctônica (Clorofíceas, Criptofíceas, Zignematofíceas e Bacilarofíceas), e caracterizam-se pelo crescimento excessivo de algas, podendo-se observar alterações na coloração da água, desde manchas de cor vermelha, marrom ou azul-esverdeada (AZEVEDO, 1998).

Segundo Gomes et al. (2009), o grupo das cianobactérias vem dominando a comunidade fitoplanctônica do Complexo Lagunar de Jacarepaguá há vários anos, salvo alguns curtos pulsos de redução da representatividade desse grupo e aumento da diversidade, fato este que parece estar também associado a uma brusca redução da temperatura nos meses de inverno. Cruz et al. (2013) observaram em seu estudo um leve aumento no número de células/mL de cianobactérias neste complexo lagunar nos meses mais quentes, condição provavelmente decorrida da maior incidência de sol, fator que favorece o crescimento da comunidade fitoplanctônica. O primeiro registro de florações de cianobactérias na lagoa de Jacarepaguá data de 1970, num estudo de Semeraro & Costa (1972) que não citaram os organismos formadores dessa floração.

Segundo Domingos (2001) a partir dos anos 90, as florações deixaram de se restringir a surgimentos ocasionais, passando a ser mais persistentes. No presente trabalho, as cianobactérias foram sempre constantes durante as coletas da lagoa, podendo-se considerar uma homogeneidade.

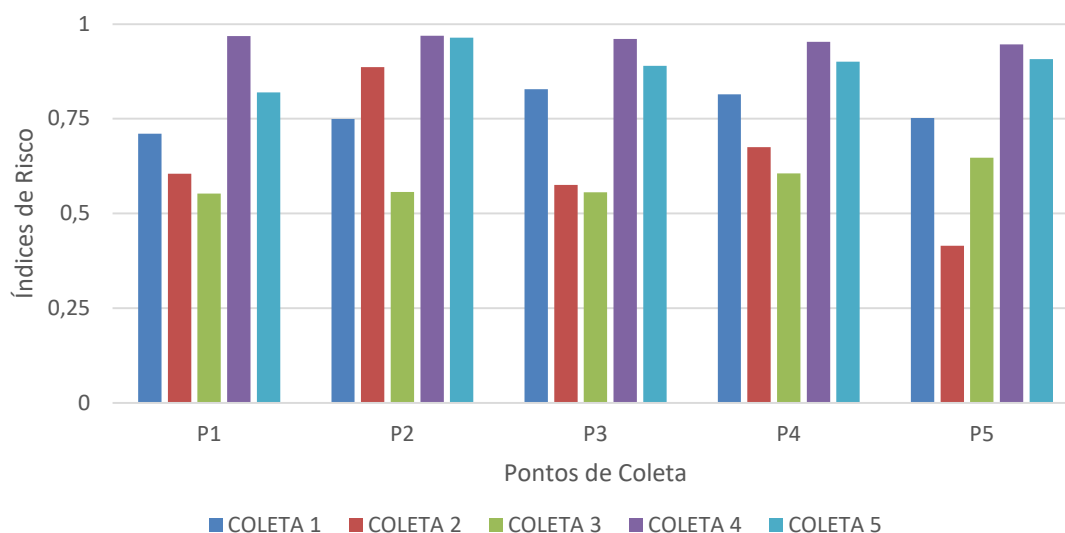
Variações de salinidade podem favorecer o estabelecimento das espécies tanto de origem marinha como de origem continental adaptadas às periódicas mudanças salinas. Desta forma, as comunidades fitoplanctônicas estuarinas são distintas nos extremo e variam no gradiente de salinidade em função da oscilação de maré (SAGERT et al, 2004). No presente estudo, um pequeno aumento na salinidade também foi observado nas coletas de agosto e outubro de 2019.

Com base nos usos das águas desse corpo hídrico pela classificação da Resolução CONAMA 357/05 (BRASIL, 2005), a presença das variadas classes potencialmente tóxicas sinaliza um estado de alerta para a Lagoa de Jacarepaguá.

4.4.2 Avaliação do Índice de Risco Ecológico

Os maiores índices de risco ecológico, classificados como muito alto, foram estimados e observados nas Coletas 4 e 5 (média de 0,96 e 0,9, respectivamente) (Gráfico 6). No entanto, nas Coletas 1, 2 e 3 o risco foi classificado como alto, com as médias dos índices estimados em 0,74, 0,70 e 0,71, respectivamente (Gráfico 6).

Gráfico 6: Avaliação do Risco Ecológico na Lagoa de Jacarepaguá, nos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro/2019 (coleta 1 – 5, respectivamente)



Em relação aos pontos amostrais, os que apresentaram maiores riscos foram o P2, P3 e P4 (índice médio de 0,85, 0,81 e 0,83). A localização dos pontos na LJPA e a influência dos rios podem estar relacionados a esses maiores riscos. O fator precipitação também pode estar relacionado aos altos riscos, mas de forma menos direta. Percentualmente vale destacar que o risco foi classificado como muito alto para 56% do total de análises dos pontos, como alto para 44% do total de análises e 0% como risco moderado e baixo.

Chelinho et al. (2012) observou os efeitos do carbofurano na biota do solo e água de uma região de cana-de açúcar em São Carlos (SP). Os efeitos foram avaliados utilizando organismos padrão para solo (*Eisenia andrei*, *Folsomia candida* e

Enchytraeus crypticus) e água (*Ceriodaphnia silvestrii*). *E. crypticus* foi o organismo mais sensível em solo e a maior mortalidade de *C. silvestrii* foi encontrada em amostras de escoamento superficial. Em geral, os resultados obtidos em laboratório foram consistentes com aqueles obtidos em campo, indicando que o modelo laboratorial pode ser uma ferramenta útil para avaliar os efeitos tóxicos de agrotóxicos em solo e água de regiões tropicais.

Favero et al. (2005) utilizou peixes da espécie *Poecilia reticulata*, coletados no córrego Polônês (Campo Grande/MS) para testes de toxicidade aguda com formulações de glifosato e parationa-metílica. A CL_{50} foi de 8,11 mg/L para o glifosato e 0,64 mg/L para a parationa-metílica. Os peixes testados com o produto a base de parationa-metílica apresentaram alterações comportamentais (tais como natação descoordenada), típicas da ação do agrotóxico no sistema nervoso do peixe.

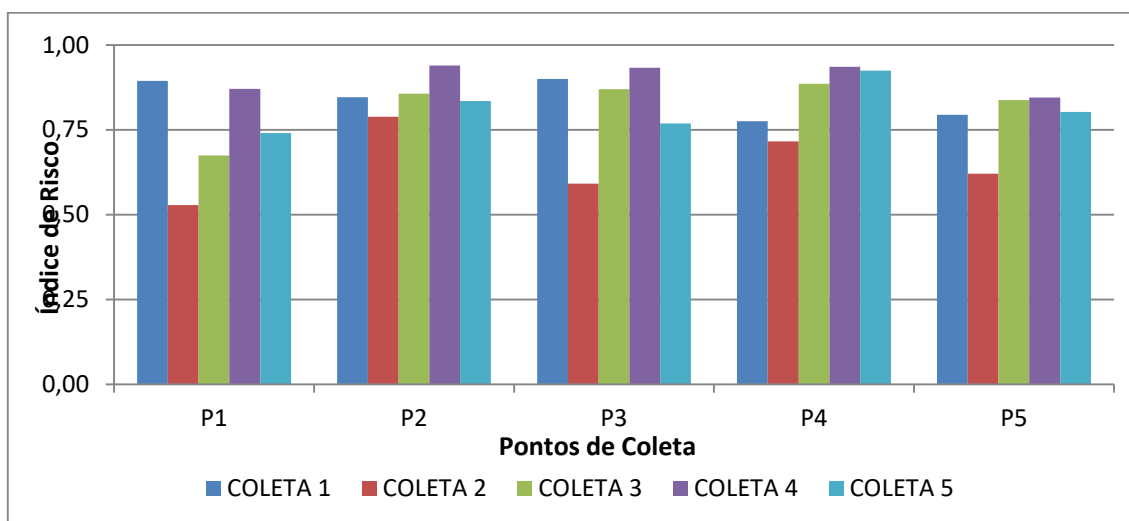
4.5 Índice de Risco Ambiental

O Índice de Risco Ambiental (IRAmb) foi estimado utilizando-se os valores dos riscos específicos de cada uma das Linha de Evidência (LoE) e de acordo com os pesos atribuídos a eles: (a) qualidade de água (peso 1), (b) químico (peso 1), (c) ecotoxicológico (peso 1,5), e (d) ecológico (peso 2).

O IRAmb estimado para os pontos de coleta durante o período de amostragem variou de alto a muito alto, revelando um estágio avançado do processo de degradação ambiental local da Lagoa de Jacarepaguá (Gráfico 7). As Coletas 1 e 4 apresentaram os maiores IRAmb (0,84 e 0,90, respectivamente), onde todos os pontos coletados apresentaram um risco estimado de muito alto ($>0,75$). A Coleta 2 apresentou o menor IRAmb (0,65), sendo classificada como risco alto. Tal índice pode ter sido influenciado pela condição de maré alta durante o período de coleta no mês de junho. Nesta mesma coleta o P1 apresentou o menor IRAmb de todos com 0,53, porém ainda sendo classificado como risco alto.

Em relação aos pontos amostrais, os pontos P4, P2 e P3 apresentaram os maiores IRAmb de 0,84, 0,83 e 0,81, sendo classificados como de risco muito alto. O P1 foi o que apresentou o menor IRAmb com 0,74, sendo classificado como risco alto. Já o P5, apresentou um risco muito alto com um IRAmb de 0,77.

Gráfico 7: Risco Ambiental Integrado da Lagoa de Jacarepaguá referente ao período de monitoramento dos meses de abril, junho, agosto, outubro e dezembro/2019 (coleta 1 – 5 respectivamente).



Sanchez (2012) calculou o risco ambiental unindo as linhas de evidência química, ecotoxicológica e ecológica na Bacia Hidrográfica do Lobo, no Estado de São Paulo. Os maiores valores de IRAmb foram estimados para os meses de abril/2010 e julho/2010, que caracterizam período seco na região, foram de baixo a moderado. A bacia hidrográfica do Lobo é influenciada pela ação dos ventos na estação seca e pelas precipitações na estação chuvosa. Hunt et al. (2012) corroborou com o que foi observado na Bacia hidrográfica do Lobo, afirmando que ambientes aquáticos tropicais são hidrológicamente diferentes durante períodos de seca e de chuva. O trabalho de Sanchez (2012) apesar de apresentar IRAmb em faixas diferentes do observado na LJPA, exemplifica a importância de se considerar as ações climáticas sobre o ecossistema durante o período de coleta, assim como nas horas que a antecedem.

5. CONCLUSÃO

Com base nos riscos de cada LoE e no risco ambiental, obtido durante o período de monitoramento da LJPA, observou-se que os agrotóxicos presentes causaram impactos ecológicos neste ambiente, permanecendo alto ou muito alto durante todo o período de monitoramento. Mesmo sabendo que outros compostos presentes, e não analisados diretamente na LoE química, podem e certamente contribuíram para os elevados índices de riscos encontrados. O fato dos índices de riscos encontrados na LoE química, com a avaliação dos agrotóxicos, não ter apresentado um desvio padrão igual ou superior a 40% em relação às outras três LoE, mostra que estes podem e devem ser considerados como importantes agentes causadores dos riscos encontrados no presente estudo da LJPA durante o período de monitoramento. A Coleta 1 foi a que apresentou as maiores concentrações dos agrotóxicos de todo o período de monitoramento. Tal fato pode estar relacionado ao maior índice pluviométrico observado durante o mês da coleta (350 mm em abril de 2019).

Em relação aos índices de risco ecotoxicológicos, os pontos P2, P3 e P4 foram as áreas mais impactadas, com 60 a 75% de suas amostras sendo classificadas como de risco muito alto. Já na análise do risco Ecológico, os pontos mais impactados também foram P2, P3 e P4 classificados como risco muito alto. Em relação à coleta 4 e 5, a análise da diversidade e riqueza das espécies de algas demonstrou um cenário, totalmente diferente das três primeiras coletas, apresentando 99,8% de abundância de espécies de cianobactérias do total de espécies avaliadas no fitoplâncton (Coletas 1-3 foi de 58%).

O monitoramento feito na LJPA nesse estudo, permitiu uma avaliação mais global sobre os impactos causados pelos efluentes despejados, contendo diferentes tipos de agrotóxicos, neste corpo hídrico e como algumas espécies já estão sendo impactadas com essa contaminação. Sendo assim, após a avaliação dos resultados obtidos, onde o IRAmb global foi de 0,81, sendo classificado como risco muito alto. O presente estudo ressalta a necessidade urgente de ações que visem a preservação deste ecossistema, de grande importância para o município do Rio de Janeiro, visto que este se encontra num avançado processo de eutrofização causado pelo constante aporte de contaminantes oriundos do lançamento de efluentes dos condomínios e indústrias do seu entorno.

6 RECOMENDAÇÕES

A grande variedade de agrotóxicos encontrados na LJPA abre uma gama de possibilidades de estudos individuais mais detalhados e mais precisos sobre o efeito dessa mistura, assim como suas rotas de chegada na LJPA. Sendo assim, recomenda-se seja feito uma investigação de fontes agrícolas nesta região, para que, somadas as concentrações destes compostos no descarte de esgoto doméstico, possam ser esclarecidas as principais origens e rotas destes compostos até a LJPA.

Outra recomendação é a expansão deste modelo de estudo às outras três lagoas deste complexo lagunar. Visto que estas também se encontram sob o impacto e as pressões do crescimento populacional no seu entorno.

REFERÊNCIAS

- ADAMS, S. M.; GREELEY, M. S. Ecotoxicological Indicators of Water Quality: Using Assess the Health of Aquatic Ecosystems. Water, Air, and Soil Pollution. Vol.123, p. 103–115.2000.
- ALMEIDA, M.D. et al. A flexibilização da legislação brasileira de agrotóxicos e os riscos à saúde humana: análise do Projeto de Lei no 3.200/2015. Caderno de Saúde Pública. Vol. 33, nº7, 2017.
- ALMEIDA, M.T. O Agrotóxico como Tema Problemático no Ensino de Química na Formação Técnico Agrícola. 41p. Dissertação de Mestrado em Educação Agrícola). Instituto de Agronomia-UFRRJ, Seropédica, 2009.
- ANA - AGÊNCIA NACIONAL DE ÁGUAS, A. Panorama da qualidade das águas superficiais no Brasil. Brasília - DF: Superintendência de Planejamento de Recursos Hídricos Revisão. 2012.
- ANA - AGÊNCIA NACIONAL DE ÁGUAS. GUIA NACIONAL: Guia Nacional de Coleta e Preservação de Amostras: Água, Sedimento, Comunidades Aquáticas e Efluentes Líquidos. 2 ed. Brasília, Df: Athalaia Gráfica e Editora. p.327. 2011.
- ANVISA- Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Lei proíbe agrotóxico DDT em todo o país. Brasília, Brasil. 2009
- ARAUJO, M. C. de; OLIVEIRA, M. B M. de. Monitoramento da qualidade das águas de um riacho da Universidade Federal de Pernambuco, Brasil. Revista Ambiente & Água. Vol. 8, nº 3, p. 247-257, 2013.
- ARIAS et al. Utilização de bioindicadores na avaliação de impacto e no monitoramento da contaminação de rios e córregos por agrotóxicos. Ciência & Saúde Coletiva. Vol.12, nº1, p.61-72. 2007
- AZEVEDO, S. M. Toxinas de Cianobactérias: Causas e consequências para saúde pública, Medicina on line. Vol..1, nº 3, p. 70-83.1998.
- BAIRD, C. & CANN, M.; Química Ambiental. 4.ed. PORTO ALEGRE: BOOKMAN, 844P .2011.
- BAUDINO, O. M; SUERO, E. A.; AUGUSTO, M.; GIMENEZ, M. E. & FLORES, N. Monitoring organochlorine pesticides in surface and ground water in San Juan, Argentina. Journal of the Chilean Chemical Society. Vol.48, nº2. 2003.
- BENEDETTI, P.E. Caracterização Geoambiental dos Sedimentos da Lagoa de Jacarepaguá – RJ. Dissertação de Mestrado. PUC/RJ. 2011.
- BENEVIDES, J.A.J. & MARINHO, G. M. Degradação de pesticidas por fungos – uma revisão. Revista HOLOS, ano 31, vol. 2, p.110-129. 2015.
- BOLLMANN, H. A.; MARQUES, D. da M. Influência da densidade populacional nas relações entre matéria orgânica carbonácea, nitrogênio e fósforo em rios urbanos situados em áreas com baixa cobertura sanitária. Engenharia Sanitária e Ambiental. Vol. 11, p. 175-184. 2006.
- BRASIL. Lei nº 7.802, de 11 de julho de 1989. Dispõe sobre a pesquisa, a produção, a embalagem e rotulagem, o transporte, o armazenamento, a comercialização, a propaganda comercial, a utilização, a importação, a exportação, o destino final dos

resíduos e embalagens, o registro, a classificação, o controle, a inspeção e a fiscalização de agrotóxicos, seus componentes e afins, e dá outras providências, 1989.

- BRASIL. Decreto nº 4.074, de 4 de janeiro de 2002. Regulamenta a Lei no 7.802, de 11 de julho de 1989, que dispõe sobre a pesquisa, a experimentação, a produção, a embalagem e rotulagem, o transporte, o armazenamento, a comercialização, a propaganda comercial, a utilização, a importação, a exportação, o destino final dos resíduos e embalagens, o registro, a classificação, o controle, a inspeção e a fiscalização de agrotóxicos, seus componentes e afins, e dá outras providências. 2002.
- BRASIL. Lei Federal nº 6.938, de 31 de agosto de 1981. Dispõe sobre a Política Nacional do Meio Ambiente, seus fins e mecanismos de formulação e aplicação. 1981.
- BRASIL. Lei Federal nº 11.445, de 05 de janeiro de 2007. Estabelece diretrizes nacionais para o saneamento básico. 2007.
- BRASIL- Resolução CONAMA nº420, 28 de dezembro de 2009. Dispõe sobre critérios e valores orientadores de qualidade do solo quanto à presença de substâncias químicas e estabelece diretrizes para o gerenciamento ambiental de áreas contaminadas por essas substâncias em decorrência de atividades antrópicas. 2009
- BRASIL. Lei Federal nº 430, de 13 de maio de 2011. Dispõe sobre as condições e padrões de lançamento de efluentes, complementa e altera a Resolução nº 357, de 17 de março de 2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente-CONAMA. 2011.
- BREIVIK, K.; PACYNA, J.; MÜNCH, J. Use of α -, β - and γ -hexachlorocyclohexane in Europe, 1970-1996. The Science of Total Environment. Nº 239, p.151-163.1999.
- BROCK, T.C.M. Priorities to improve the ecological risk assessment and management for pesticides in surface water. Integrated Environmental Assessment and Management, Vol.9, nº3, p.64-74. 2013.
- BUHLER, J. Desenvolvimento de método para determinação de agrotóxicos e medicamentos veterinários em água superficial por microextração em fase líquida com fibra oca (HF-LPME) E CG-MS. 90f.Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande. 2018
- BUIKEMA, A. L. & VOSHELL, J. R., 1993. Toxicity studies using freshwater benthic macroinvertebrates. New York: Chapman & Hall. p. 344-398.
- BURTON, G. A., BATLEY, G. E., CHAPMAN, P. M., FORBES, V. E., SMITH, E. P., REYNOLDSON, T., SCHLEKAT, C. E., BESTEN, P. J., BAILER, A. J., GREENA. A. S. Weight-of-evidence framework for assessing sediment (or other) contamination: improving certainty in the decision-making process. Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal. Vol. 8, nº7, p. 1675-1696.2002.
- CAMACHO, E. N. Uma proposta de metodologia para análise quantitativa de riscos ambientais. Dissertação de Mestrado – COPPE da Universidade Federal do Rio de Janeiro, 2004.

- CARAPETO, C. Poluição das águas- causas e efeitos. Universidade Aberta, Lisboa. 1999.
- CARLOS,E.A.; NEVES,A.A.; REIS,C. & QUEIROZ,M.E.R. Determinação simultânea de trihalometanos e agrotóxicos em água por cromatografia gasosa. Química Nova. Vol.34, nº2. 2011.
- CARSON, R. Primavera Silenciosa. 2ª Ed. São Paulo: Edições Melhoramentos. 305p.1962.
- CARVALHO, R. P. B. Qualidade urbana /ambiental no território carioca: o caso do planejamento da Baixada de Jacarepaguá, Rio de Janeiro. Caderno de Geografia, v.23, n.40. 2013b.
- CASIDA, J. E. & QUISTAD, G. B. Golden Age of Insecticide research: Past, Present, or Future? Rev. Entomol. v.43, p.1–16, 1998.
- CETESB - COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. Relatório de qualidade das águas interiores do Estado de São Paulo 2002. São Paulo: CETESB (Série Relatórios). 2003.
- CETESB - COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. Decisão de diretoria nº 103/2007. Dispõe sobre o procedimento para gerenciamento de áreas contaminadas no Estado de São Paulo. São Paulo, CETESB, 2007. Disponível em:<https://cetesb.sp.gov.br/areas-contaminadas/wp-content/uploads/sites/17/2015/07/DD103-07-C-E-Procedimento-para-Gerenciamento-de-%C3%81reas-Contaminadas.pdf> .Acessado em: 03/02/2021.
- CETESB - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. Coliformes Termotolerantes: Determinação Em Amostras Ambientais Pela Técnica de Tubos Múltiplos Com Meio A1 – Método de Ensaio. 2007b.
- CETESB - COMPANHIA DE TECNOLOGIA DE SANEAMENTO AMBIENTAL. Qualidade das águas superficiais do estado de São Paulo. Série Relatórios. São Paulo. 300 p. 2010.
- CETESB. COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. Decisão de diretoria nº 045/2014 para valores orientadores para solos e águas subterrâneas no Estado de São Paulo. São Paulo, CETESB, 2014. Disponível em:<<https://cetesb.sp.gov.br/blog/2014/02/27/cetesb-revisa-os-valores-orientadores-para-solos-e-aguas-subterraneas/>> Acessado em: 01/02/2021. 2014.
- CETESB - COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. Coliformes totais, coliformes termotolerantes e Escherichia coli - Determinação pela técnica de tubos múltiplos. São Paulo: CETESB. p.29. 2018.
- CHAPMAN, P.M. The sediment quality triad approach to determining pollution-induced degradation. Science of Total Environment. Vol. 97-98, p. 815-825, 1990.
- CHELINHO et al. Integrated ecological risk assessment of pesticides in tropical ecosystems: A case study with carbofuran in Brazil. Environmental toxicology and chemistry .Vol.31, nº2, p. 437–445.2012.
- COHIDRO. Consultoria, Estudo, Projetos. Estabilização da barra do canal de Sernambetiba e suas interligações com o complexo lagunar Jacarepaguá. Estudo de impacto ambiental. SEMADUR/SERLA. Vol. 1-13.1079p. 2006.

- COSTA, C. R.; OLIVI, P.; BOTTA, C. M. R.; ESPINDOLA, E. L. G. A Toxicidade em ambientes aquáticos: discussão e métodos de avaliação. *Quim. Nova*. Vol.31, nº7, p. 1820-1830, 2008.
- CRUZ, F. S., OLIVEIRA, A. C., & GÔMARA, G. A. Monitoramento da Comunidade de Cianobactérias no Complexo Lagunar de Jacarepaguá no Período de 2011 a 2012, *Revista Eletrônica Novo Enfoque* , nº16, p. 81-94. 2013.
- CRUZ, P. et al. Estudo comparativo da qualidade físico-química da água no período chuvoso e seco na confluência dos rios Poti e Parnaíba em Teresina/PI. Congresso de pesquisa e inovação da rede norte nordeste de educação tecnológica, 2007.
- DAGNINO, A. et al. A “Weight-of-Evidence” Approach for the Integration of Environment Triad Data to Assess Ecological Risk and Biological Vulnerability. Vol. 4, nº. 3, p.314–326. 2008.
- DELLAMATRICE, P. M., & MONTEIRO, R. T. R. Principais aspectos da poluição de rios brasileiros por pesticidas. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*. Vol.18, nº12, p.1296-1301. 2014.
- DIAS, E. B. S.; VILELA, E. C. & LANÇAS, F. M. Análise de pesticidas organoclorados em óleos vegetais por cromatografia gasosa de alta resolução (HRGC). *Eclética Química*. Vol.35, nº 3, p. 189 – 193. 2010.
- DIRVEN-VAN BREEMEN, E.M. et al. The case study Skagen, Denmark. In: JENSEN, J.; MESMAN, M. (Eds.). *Ecological risk assessment of contaminated land*. RIVM report number 711701047, 2006.
- DOMINGOS, P., Dinâmica de Cianobactérias produtoras de microcistinas na Lagoa de Jacarepaguá (RJ). Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. 2001.
- EMBRAPA Visão 2030 : o futuro da agricultura brasileira. – Brasília, DF : Embrapa,p.66.2018.
- FATORELLI, L. & CORSEUIL, H.X. Avaliação de risco ecológico para a estação intermediária de Guaratuba. XIII Congresso Brasileiro de Águas Subterrâneas. 2004.
- FAVERO, S; MARMO, E.M; MATIAS, R. Ecotoxicidade do paration metílico e glifosato para poecilia reticulata (PISCES: POECILIIDAE) em laboratório. *Ensaio e Ciência: Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde*. Vol. 9, nº2, p. 315-324.2005.
- FERNANDES, V. O. Estudos sucessionais da comunidade perifítica em folhas de *Typha dominguensis* Pers, relacionado às variáveis limnológicas na Lagoa de Jacarepaguá, RJ. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de São Carlos. 1993
- FERRÃO-FILHO, A. S., DOMINGOS, P., AZEVEDO, S. M. Influences of a *Microcystis aeruginosa* Kützinger bloom on zooplankton populations in Jacarepaguá Lagoon. *Limnologia*. Vol. 32, nº 4, p. 295-308.2002.
- FILHO, J.P.A. Uso de agrotóxicos no Brasil controle social e interesses corporativos. 1.ed. São Paulo: Annablume. 188p.2002.
- FLORES, A.V.; RIBEIRO, J.N.;NEVES,A.A. & QUEIROZ, E.L.R. Organoclorados: um problema de saúde pública. *Ambiente & Sociedade*, vol. 7, nº. 2, p.11-124, 2004.

- FRUGERI, P. M.; CAVALCANTI, M. H.S.; LAGO, A. C., FIGUEIREDO, E. C., TARLEY, C. R. T.; WISNIEWSKI, C. & LUCCAS, P. O. Magnetic restricted-access carbon nanotubes for the extraction/pre-concentration of organophosphates from food samples followed by spectrophotometric determination. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*. 2020.
- GARCIA,E.G.; BUSSACOS, M.A. & FISCHER, F.M. Impacto da legislação no registro de agrotóxicos de maior toxicidade no Brasil. *Revista Saúde Pública*. Vol. 39, nº5, p. 832-839, 2005.
- GASTALDINI, M. C. C.; SOUZA, M. D. S. Diagnóstico do Reservatório do Vacacaí-Mirim através de Índices de Qualidade de Água. 1º Seminário sobre Qualidade de Água Continentais no MERCOSUL, Porto Alegre. 1994.
- GILBERT, R.O. Statistical methods for environmental pollution monitoring. Van Nostrand Reinhold Company, New York .1987.
- GOMES, A. M. et al. Florações de Cianobactérias Tóxicas em uma Lagoa Costeira Hipereutrófica do Rio de Janeiro/RJ (Brasil) e suas Consequências para Saúde Humana. *Revista Oncologia Brasiliensis*. Vol. 13, nº 1, p. 329-345.2009.
- GOKTEPE, I; PORTIER, R & AHMEDNA, M. Ecological Risk Assessment of Neem-Based Pesticides. *Journal of Environmental Science and Health, Part B*. Vol.39, nº2, p.311–320. 2004.
- GRÜTZMACHER,D.D;GRÜTZMACHER,A.D.;AGOSTINETTO,D.;LOECK,A.E.;R OMAN,R.;PEIXOTO,S.S & ZANELLA, R. Monitoramento de agrotóxicos em dois mananciais hídricos no sul do Brasil. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*. Vol.12, nº6, p.632-637,2008.
- GUTIÉRREZ, L. et al. Application of ecological risk assessment based on a novel TRIAD-tiered approach to contaminated soil surrounding a closed non-sealed landfill. *Science of the Total Environment*. Vol. 514, p. 49-59, 2015.
- GUARDA, P. M. et al. Assessment of Ecological Risk and Environmental Behavior of Pesticides in Environmental Compartments of the Formoso River in Tocantins, Brazil. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*.Vol.79, nº4, p.1-13.2020.
- HOFFMANN, D.J.; RATTNER, B.A.; BURTON JR., G.A.; CAIRNS JR., J. Handbook of Ecotoxicology. 2nd edition. CRC Press: Boca Raton, 2003. 1315p.
- HOLVOET, K.; SEUNTJENS, P.; VANROLLEGHEM, P. A. Monitoring and modeling pesticide fate in surface waters at the catchment scale. *Ecological Modelling*, Vol.209, nº1, p. 53-64, 2007.
- HOUBRAKEN, M; HABIMANA, V; SENAEEVE, D; DÁVILA, E.L; SPANOGHE, P. Multi-residue determination and ecological risk assessment of pesticides in the lakes of Rwanda. *Science of The Total Environment*. Vol.576, p. 888–894.2017.
- HUNT, R. J.; JARDINE, T. D.; HAMILTON, S. K. & BUNN, S. E. Temporal and spatial variation in ecosystem metabolism and food web carbon transfer in a wet-dry tropical river. *Freshwater Biology*. Vol.5, nº3,p. 435–450. 2012.
- INEA – Instituto Estadual do Ambiente. Disponível em: <<http://www.inea.rj.gov.br>> Acessado em: 22/11/2019.
- INSTITUTO NACIONAL DE CÂNCER, Coordenação de Prevenção e Vigilância.2ed.,63p, 2010, Rio de Janeiro .

- INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS
RENOVÁVEIS, 2019. Disponível em:
<http://www.ibama.gov.br/phocadownload/qualidadeambiental/relatorios/2018/grafico%20-%20Consumo%20agrototoxicos%202000-2018.pdf>. Acesso em:
07/11/2019
- ISMAEL, L.L. & RODRIGUES, E.M. Estimativa de contaminação de águas subterrâneas e superficiais por agrotóxicos em área sucroalcooleira, Santa Rita/PB. *Brasil Ciência & Saúde Coletiva*. Vol.24, nº12, p.4665-4675.2019.
- JENSEN, J. & MESMAN, M. *Ecological Risk Assessment of Contaminated Land*, RIMV, 2006.
- JETZ, W.; McPHERSON, J. M.; GURALNICK, R. P. Integrating biodiversity distribution knowledge: Towards a global map of life. *Trends in Ecology and Evolution*. Vol. 27, nº 3, p. 151-159, 2012.
- JOHNSTON, R. K., MUNNS, W. R., TYLER, P. L., MARAJH-WHITTEMORE, P., FINKELSTEIN, K., MUNNEY, K., SHORT, F. T., MELVILLE, A. & HAHN, S. P. Weighing the evidence of ecological risk from chemical contamination in the estuarine environment adjacent to the Portsmouth Naval Shipyard, Kittery, Maine, USA. *Environmental Toxicology and Chemistry*. Vol.21, p.182-194. 2002.
- KINYAMU, J.K.; KANJA, L.W.; SKAARE, J.U.; MAITHO, T.E. Levels of Organochlorine pesticides Residues in Milk of Urban Mothers in Kenya. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*. Nº60 , p.732-738.1998.
- KLEIN, C.; AGNE, S.A.A. Fósforo: de nutriente à poluente! *Revista Eletrônica em Gestão, Educação e Tecnologia Ambiental*. Vol. 8, nº 8, p. 1713-1721.2012.
- KOLLURU, R. V. & BROOKS, D. G. *Evaluación de riesgos integrada y administración estratégica*. Manual de evaluación y administración de riesgos. McGraw-Hill.1998
- KONRADSEN, F; VAN DER HOEK, W; AMERASINGHE, F.P; MUTERO, C. & BOELEEE, E. Engineering and malaria control: learning from the past 100 years. *Acta Tropica*, v.89, p.99-108, 2004
- LAMPARELLI, M. C. Grau de Trofia em corpos d'água do Estado de São Paulo: Avaliação dos métodos de Monitoramento. Grau de Trofia em corpos d'água do Estado de São Paulo: Avaliação dos métodos de Monitoramento. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo. 2004.
- LEAL DE OLIVEIRA, Fabricio et al. Mega-events, legacies and impacts: notes on 2016 Rio de Janeiro Olympics. *International Journal of Urban Sustainable Development*, v. 12, n. 1, p. 89-102, 2020.
- LI, L; ZHANG, Y; ZHENG, L; LU, S; YAN, Z. & LING, J. Occurrence, distribution, and ecological risk assessment of the herbicide simazine: A case study. *Chemosphere*. Vol.204, p.442-449.2018.
- LONG, E. R. & CHAPMAN, P. M. A Sediment Quality Triad: Measures of sediment contamination, toxicity and infauna community composition in Puget Sound. *Marine Pollution Bulletin*. Vol. 16, nº10, p. 405-415, 1985.
- LORENZO, T; CIFONI, M; FIASCA, B; CIOCCIO, A; GALASSI, D.M.P. Ecological risk assessment of pesticide mixtures in the alluvial aquifers of central Italy: Toward more realistic scenarios for risk mitigation. *Science of The Total Environment*. Vol. 644, p.161-172. 2018.

- LUCCHESI, G. Agrotóxicos: construção da legislação. Brasília, DF: Consultoria Legislativa, 2005.
- MADERA, R.J.S. et al. Pesticide Contamination in Drinking and Surface Water in the Cienega, Jalisco, Mexico. *Water Air Soil Pollut.* Vol.232, nº43, p.1-13.2021.
- MARASCHIN, L. Avaliação do grau de contaminação por pesticidas na água dos principais rios formadores do pantanal mato-grossense. 90f. Dissertação de Mestrado em Saúde e Ambiente - Universidade Federal de Mato Grosso – UFMT, Cuiabá, 2003.
- MARGALEF, R. Turbulence and marine life. *Scientia Marina*. Vol. 61, nº1, p. 109-123. 1997
- MARINS, R.V; FILHO, F.J.P; ROCHA, C.A.S. Geoquímica de fósforo como indicadora da qualidade ambiental e dos processos estuarinos do rio Jaguaribe - costa nordeste oriental brasileira. *Química Nova*. Vol. 30, nº 5, p.1208-1214. 2007.
- MARTÍNEZ, R.C.; GONZALO, E.R.; HERNÁNDEZ, E.H.; SAN, R.F.J.S & FLORES, M.G.P. Determination of herbicides and metabolites by solid-phase extraction and liquid chromatography. *Journal of Chromatography A*. 950(1-2), p.157–166, 2002.
- MEDEIROS, A. C.; LIMA, M. O. ; GUIMARAES, R. M. Avaliação da qualidade da água de consumo por comunidades ribeirinhas em áreas de exposição a poluentes urbanos e industriais nos municípios de Abaetetuba e Barcarena no estado do Pará, Brasil. *Ciência e Saúde Coletiva*. Vol.21, nº3, p. 695-708, 2016.
- MEIRE, R. O.; KHAIRY, M.; TARGINO, A. C.; GALVÃO, P. M. A.; TORRES, J. P. M.; MALM, O. & LOHMANN, R. Use of passive samplers to detect organochlorine pesticides in air and water at wetland mountain region sites (S-SE Brazil). *Chemosphere*. Nº144, p.2175–2182. 2016.
- MELO, A.S. O que ganhamos 'confundindo' riqueza de espécies e equabilidade em um índice de diversidade? *Biota Neotropica*. Vol. 8, nº 3. 2008.
- MENDES, M. P.; SALOMÃO, A. L. S.; NIEMEYER, J. C.; MARQUE, M. Ecological Risk Assessment in a Tropical Wetland Contaminated with Gasoline: Tier 1. *Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal*. 2017.
- MEYBECK, M. & HELMER, R. Water quality assessments: a guide to the use of biota, sediments, and water in environmental monitoring. London: Chapman and Hall, 1992.
- MONDAL, R.; MUKHERJEE, A.; BISWAS, S. & KOLE, R. K. GC-MS/MS determination and ecological risk assessment of pesticides in aquatic system: A case study in Hooghly River basin in West Bengal, India. *Chemosphere*. Vol.206, p.217-230. 2018.
- MORAES, R.F. Texto para discussão 2506. AGROTÓXICOS NO BRASIL: PADRÕES DE USO, POLÍTICA DA REGULAÇÃO E PREVENÇÃO DA CAPTURA REGULATÓRIA. Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada.- Brasília, 2019
- MORAGAS, W.M ;SCHNEIDER,M.O. Biocidas: suas propriedades e seu histórico no Brasil. *Revista Caminhos de Geografia*. Vol.10, nº3, p.26-40. 2003.

- MOREIRA, J. C.; PERES, F.;SIMÕES, A. C.;PIGNATI, W. A.;DORES, E. C.; VIEIRA, S. N. & MOTT, T. Contaminação de águas superficiais e de chuva por agrotóxicos em uma região do estado do Mato Grosso. *Ciência & Saúde Coletiva*. Vol.17, nº6, 2012.
- NASCIMENTO, D.C.; SILVA R.C.R & PAVANELLI, M.F. Pesquisa de coliformes em água consumida em bebedouros de escolas estaduais de Campo Mourão, Paraná Sa Bios: Rev. Saúde e Biol. Vol.8, nº1, p.21-26. 2013
- NASCIMENTO, F.A.; ALVES, A.A.; NUNES, H.F.; MIZIARA, F.; PARISE, M.R. & Silva, D.M. Cultivated areas and rural workers' behavior are responsible for the increase in agricultural intoxications in Brazil? Are these factors associated? *Environmental Science and Pollution Research*, 2020.
- NETO, M. L., & SARCINELLI, P. N. Agrotóxicos em água para consumo humano: uma abordagem de avaliação de risco e contribuição o processo de atualização da legislação brasileira. *Engenharia Sanitária e Ambiental*. Vol.14, nº1, p.69–78. 2009.
- NIEMEYER, J. C. et al. Environmental risk assessment of a metal-contaminated area in the Tropics. Tier I: screening phase. *Journal of Soils and Sediments*. Vol. 10, p. 1557-1571, 2010.
- NIEMEYER, J.C. et al. Ecological Risk Assessment of a Metal Contaminated Area in the Tropics. Tier II: Detailed Assessment. *Plos One*, Vol. 10, nº 11, 2015.
- NIEMEYER, J. C., SILVA, E.M & SOUSA, J. P. Desenvolvimento de um esquema de avaliação de risco ecológico em ambientes tropicais: estudo de caso da contaminação por metais em Santo Amaro da Purificação, Bahia, Brasil. *Journal of the Brazilian Society of Ecotoxicology*. Vol.2, p.263-267.2007.
- OLIVEIRA, L.A.G. Determinação de resíduos de agrotóxicos organoclorados em laranja por dispersão de matriz em fase sólida (MSPD).103f. Dissertação de Mestrado. Programa do Mestrado em Ecologia e Produção Sustentável da Universidade Católica de Goiás, Goiânia, 2006.
- PEET, R.K. The measurement of species diversity. *Annual Review of Ecology and Systematics*. Vol. 5, p.285-307. 1974.
- PELAEZ,V.;TERRA, F. H. B & SILVA, L. R. A regulamentação dos agrotóxicos no Brasil: entre o poder de mercado e a defesa da saúde e do meio ambiente. *Revista de Economia*.Vol.36, nº1 , ano 34, p. 27-48. 2010.
- PEREIRA, A. A., MENDONÇA, A. S., ANDRADE FILHO, M., 2006. “Aspectos Qualitativos de Águas de Lagoas Costeiras e seus Fatores Influentes – Estudo de Caso: Lagoa MÃE-BÁ, Espírito Santo”. *Revista Brasileira de Recursos Hídricos*. Vol. 11, nº1, p.63-77.
- PERES, F.; MOREIRA, J.C. & DUBOIS, G.S. Agrotóxicos, saúde e ambiente: uma introdução ao tema. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ, p. 21-41. 2003.
- PIMENTA, L. C., & MARQUES, J. S. Consequências de uma Ocupação Intensa para o Ambiente Lagunar de Jacarepaguá: O Caso das Lagoas de Jacarepaguá, Camorim e Tijuca. *Revista Geo-UERJ*. Vol. 1, nº especial, p. 2326-2333. 2003.
- POLIDORO, B. A.; MORRA, M. J. An ecological risk assessment of pesticides and fish kills in the Sixaola watershed, Costa Rica. *Environmental Science and Pollution Research*. Vol.23, nº6, p.5983–5991.2016.

- PORTO, M. F. A. Sistemas de Gestão de Qualidade das Águas, uma proposta para o caso brasileiro, Tese de Livre Docência, Escola Politécnica da Universidade de São Paulo, Departamento de Engenharia Hidráulica e Sanitária, São Paulo. 2002.
- QU, C.S.; CHEN, W.; BI, J.; HUANG, L. & LI, F.Y. Ecological risk assessment of pesticide residues in Taihu Lake wetland, China. *Ecological Modelling*. Vol. 222, nº2, p.287–292.2011.
- QUINETE, N.S. Extração de Poluentes organoclorados persistentes em fragmentos remanescentes da Mata Atlântica, RJ: comparação de métodos. 135 f. Dissertação de mestrado em química. Universidade Federal Fluminense, 2005.
- RABELO, R. M.; CALDAS, E. D. Avaliação de risco ambiental de ambientes aquáticos afetados pelo uso de agrotóxicos. *Química Nova*, São Paulo. Vol.37, nº 7, 2014.
- RAJENDRAN, R.B. & SUBRAMANIAN, A.N. Chlorinated Pesticide Residues in Surface Sediments from the River Kaveri, South India. *Journal of Environmental Science. Health, B*. Vol. 34, nº2, p.269-288.1999.
- RAMOS, C.; CARBONELL, G.; MA, J; BAUDÍN, G; TARAZONA, J.V. Ecological risk assessment of pesticides in the Mediterranean region. The need for crop-specific scenarios. *The science of the total environment*. Vol. 247, nº 2-3, p. 269–278. 2000.
- REBELO, L.P. Diagnóstico da Qualidade da Água do Complexo Lagunar de Jacarepaguá de 2001 a 2015. Dissertação de mestrado. UFRJ/Escola Politécnica. 2016.
- REIS, J.A.T. & MENDONÇA, A.S.F. Análise técnica dos novos padrões brasileiros para amônia em efluentes e corpos d'água. *Engenharia Sanitaria e Ambiental*. Vol.14, nº3, p.353–362. 2009.
- RERFVE, B. & MAGILL, K.E. Geographic and hydrographic characteristics of shallow coastal lagoons. *Marine Geology* 88, p.187-199. 1989
- RIBÉ, V. et al. Applying the Triad method in a risk assessment of a former surface treatment and metal industry site. *Journal of Hazardous Materials*. Vol. 207-208, p. 15-20, 2012.
- RIBEIRO, A.C.A. & DORES, E.F.G.C. Resíduos de pesticidas em águas superficiais de área de nascente do rio São Lourenço/MT: Validação de método por extração em fase sólida e cromatografia líquida. *Química Nova*. Vol. 36, nº. 2, p.284-290. 2013.
- RIBEIRO, D.S & PEREIRA, T.S. O agrotóxico nosso de cada dia. *Vitalle- Revista de Ciências da Saúde*. Vol. 28, p.14-26, 2016.
- RODRIGUES ET AL. Avaliação de risco ecológico: conceitos básicos, metodologia e estudo de caso. *Série Estudos e Documentos*, 78. Rio de Janeiro: CETEM/MCT, 2011. 126p.
- ROHR, J. R.; SALICE, C. J. & NISBET, R.M. The pros and cons of ecological risk assessment based on data from different levels of biological organization. *Critical Reviews in Toxicology*. Vol. 46, nº9, p.756-784 .2016.
- ROLDÃO, Tamine Martins. Avaliação do efeito combinado de carbofurano e temperatura para *Ceriodaphnia dubia*. 2014. 60 f. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública) - Escola Nacional de Saúde Pública Sergio Arouca, Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 2014.

- ROSMAN, P. C., 2012. Aspectos Morfológicos de Rios e Estabilidade de Canais de Maré. Apostila de Aulas – Curso de Engenharia Fluvial e Costeira , AECO - Área de Engenharia Costeira e Oceanográfica, COPPE/UFRJ, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
- ROMANELLI, M.F. Avaliação da toxicidade aguda e crônica dos surfactantes DSS e LAS submetidos à irradiação com feixes de elétrons. P.10. IPEN, São Paulo. 2004.
- RUEGG, E.F; PUGA, F.R; SOUZA, M.C.M; ÚNGARO, M.T.S; FERREIRA, M.S; YOKOMIZA, Y. & ALMEIDA, W.F., Impacto dos agrotóxicos sobre ambiente, a saúde e a sociedade. 2.ed. São Paulo: Editora Ícone, 1991
- RUTGERS, M. et al. Site-specific ecological risks: A basic approach to function-specific assessment of soil pollution. Report 28. Wageningen: The Netherlands Integrated Soil Research Programme, 2000.
- SABINO, J. A. Avaliação de risco ecológico decorrente da presença de micropoluentes na subbacia hidrográfica urbanizada do Rio João Mendes, Niterói – RJ. Dissertação de Mestrado. Universidade do Estado do Rio de Janeiro. Programa de Pós-graduação em Engenharia Ambiental e Sanitária. Rio de Janeiro. 117p. 2018.
- SAGERT S.; JENSEN, D. K.; HENRIKSEN, P.; RIELING, T.; SCHUBERT H. Integrated ecological assessment of Baltic Sea coastal areas by means of phytoplankton and macrophytobenthos. *Estuar Coast Shelf S* 63, p.109-118. 2004.
- SAMPAIO, G. F. Cianobactérias como Parâmetro de Qualidade Ambiental: Um Estudo do Complexo Lagunar de Jacarepaguá. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual do Rio de Janeiro. 2008.
- SANCHEZ, A. L. Análise de risco ecológico para o diagnóstico de impactos ambientais em ecossistemas aquáticos continentais tropicais. Dissertação de Mestrado – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2012.
- SANTOS, R.; JOYEUX, A.; BESNARD, A.; BLANCHARD, C.; HALKETT, C.; BONY, S.; SANCHEZ, W.; DEVAUX, A. An integrative approach to assess ecological risks of surface water contamination for fish populations. *Environmental Pollution*, Vol.20 pt A, p. 588-596, 2016.
- SANTOS, M.A.T.; AREAS, M.A & REYES, F.G. Piretróides – uma visão geral. *Alimentos e nutrição*. Vol.18, nº3, p. 339-349. 2007.
- SEGUNDO, H.P.C. Diagnóstico ecotoxicológico do rio Apodi-Mossoró (RN) utilizando as espécies zooplanctônicas *Ceriodaphnia dubia* e *Daphnia similis* (CLADOCERA, CRUSTACEA). 43 f. Monografia (graduação) do Curso de Ecologia - Universidade Federal Rural do Semi-árido. 2018.
- SEMERARO, J. & COSTA, A. F. Plâncton e a Poluição nas Lagoas da Tijuca, Camorim e Jacarepaguá. Publicações do Instituto de Engenharia Sanitária. Rio de Janeiro, RJ, Brasil. p. 1-31. 1972.
- SEMENZIN, E.; CRITTO, A.; RUTGERS, M. MARCOMINI, A. Integration of bioavailability, ecology, and ecotoxicology by three lines of evidence into ecological risk indexes for contaminated soil assessment. *Science of the Total Environment*. Vol. 389, p. 71 -86, 2008.

- SCHEFFER, M.; RINALDI, S.; GRAGNANI, A.; MUR, L. R.; VAN NES, E. H. On the dominance of filamentous cyanobacteria in shallow, turbid lakes. *Ecology*. Vol.78,nº1, p.272-282. 1997.
- SILVA,A.E.P.;ANGELIS,C.F.;MACHADO,L.A.T.;WAICHAMAN,A.V. Influência da precipitação na qualidade da água do Rio Purus. *Acta Amazônica*. Vol. 38, nº4,p. 733–742.2008.
- SILVA, A. Q. Impacto de contaminantes emergentes em estuários urbanizados : efeitos em organismos não-alvos e avaliação de risco ecológico.115 f. Tese de Doutorado do Programa de PósGraduação em Ciências Marinhas Tropicais. Universidade Federal do Ceará. 2019.
- SILVA, D.R.O et al. Monitoramento de agrotóxicos em águas superficiais de regiões orizícolas no sul do Brasil. *Ciência Rural*, Santa Maria. Vol. 39, nº9, p.2383-2389.2009.
- SILVA, F.V. Avaliação de risco ecológico em solos. Dissertação (mestrado)- 136 p. Centro Tecnológico, Programa de Pós-graduação em Engenharia Ambiental, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis. 2018.
- SILVA, G. Processo de Ocupação Urbana da Barra da Tijuca – TJ: Problemas Ambientais, Conflitos Socioambientais, Impactos Ambientais Urbanos. Pesquisa em Arquitetura e Construção. 2006.
- SILVA, J. M.; SANTOS, J. R. Toxicologia de agrotóxicos em ambientes aquáticos. *Oecologia Brasiliensis*. Vol. 11, p.565-573, 2007.
- SIQUEIRA, S. L. & KRUSE, M. H. L. Agrotóxicos e saúde humana: contribuição dos profissionais do campo da saúde. *Revista Da Escola de Enfermagem Da USP*. Vol. 42, nº3, p.584-590.2008.
- SJERPS, R.; KOOUJ, P. J. F.; LOON, A.V. & WEZEL, A.P.V. Occurrence of pesticides in Dutch drinking water sources. *Chemosphere*.Vol.235. p.510-512.2019.
- SMITH, R. M. Before the injection—modern methods of sample preparation for separation techniques. *Journal of Chromatography A*. Vol. 1000, nº1-2, p.3–27. (2003).
- SOLOMON, K. R.; STEPHENSON, G. R.; CORRÊA, C. L. & ZAMBRONE, F. A. D. Praguicidas e o meio ambiente. São Paulo: ILSI Brasil, 473 p, 2010.
- SORVARI, J.; SCHULTZ, E.; HAIMI, J. Assessment of Ecological Risks at Former Landfill Site Using TRIAD Procedure and Multicriteria Analysis. *Risk Analysis*. Vol. 33, nº 2, 2013.
- SOUZA, F.P.; AZEVEDO, J.P.S. Panorama das lagoas urbanas no Rio de Janeiro: aspectos relevantes na gestão das Lagoas Rodrigo de Freitas, Araruama e Complexo Lagunar de Jacarepaguá. *Engenharia Sanitária Ambiental*. Vol.25 ,nº1, p.197-204. 2020.
- TALLINI, K. Metodologia de avaliação de risco ecológico em ambiente aquático a partir de evidências químicas, biológicas e ecotoxicológicas. 115 f. Tese de Doutorado do Curso de Ecologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 2010.
- TAVELLA, L.B.; SILVA, I.N.; FONTES, L.O.; DIAS, J.R.M, & SILVA, M.I.L. O uso de agrotóxicos na agricultura e suas consequências toxicológicas e ambientais. *ACSA- Agropecuária Científica no Semi-Árido*. Vol. 7, nº2, p. 6-12. 2011.

- THUNDIYIL, J. Acute pesticide poisoning: a proposed classification tool. Bulletin of the World Health Organization. Vol. 86, nº3, p. 205–209. (2008).
- TUNDISI, J ; TUNDISI, T. M. Produção orgânica em ecossistemas aquáticos. Ciência e Cultura. Vol.28, nº8, p. 864-887.1975.
- USEPA-United States Environmental Protection Agency. Guidelines for Ecological Risk Assessment. EPA/630/R-95/002F. *Federal Register*, v. 63, n. 93, p. 26846–26924, 1998.
- USEPA- United States Environmental Protection Agency. Framework for ecological risk assessment. Washington (DC): UEP Agency. (EPA/630/R-92/001). 1992.
- USEPA-United States Environmental Protection Agency. Special Report on Environmental Endocrine Disruption: Effects Assessment and Analysis. Washington, D.C. US,1997.
- VON SPERLING, M. Introdução à qualidade das águas e ao tratamento de UFMG, Belo Horizonte, MG. 2005
- VAZ, P.A.B. O direito ambiental e os agrotóxicos: responsabilidade civil, penal e administrativa. 240p. Porto Alegre, RS. Livraria Do Advogado Editora. 2006.
- VAŠÍČKOVÁ, J.; HVĚZDOVÁ, M.; KOSUBOVÁ, P.; HOFMAN, J. Ecological risk assessment of pesticide residues in arable soils of the Czech Republic. *Chemosphere*, Vol.216, p.479–487.2019.
- WANG, B; YU, G; HUANG, J.; WANG, T. & HU, H. Probabilistic ecological risk assessment of DDTs in the Bohai Bay based on a food web bioaccumulation model. *Science of the total environment*. Vol.409, nº3, p. 495–502. 2011.
- WILKENS, A.L.L. Efeito dos herbicidas BORAL[®] 500 SC e Glifosato[®] isolados e em mistura sobre o balanço oxidativo, os níveis de glicose e de Corticosterona de *Rana catesbeiana* shaw, 1802 .Dissertação de mestrado do programa de pós-graduação em zoologia. PUC-RS.2017.
- XU, M.; HUANG, H.; LI, N.; LI, F.; WANG, D. & LUO, Q. Occurrence and ecological risk of pharmaceuticals and personal care products (PPCPs) and pesticides in typical surface watersheds, China. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. Nº175. p.289-298. 2019.