

UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ
CAMPUS FRANCISCO BELTRÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA AMBIENTAL:
ANÁLISE E TECNOLOGIA AMBIENTAL

BRUNA CARDOZO

IMPACTO DE LAVOURAS NA QUALIDADE DE ÁGUAS DE FONTES NATURAIS
EM PROPRIEDADES DO SUL DO BRASIL

FRANCISCO BELTRÃO/PR
2020

BRUNA CARDOZO

**IMPACTO DE LAVOURAS NA QUALIDADE DE ÁGUAS DE FONTES NATURAIS
EM PROPRIEDADES DO SUL DO BRASIL**

Impact of crops on water quality from natural sources in southern properties of Brazil

Dissertação apresentada como requisito para obtenção do título de Mestre em Engenharia Ambiental da Universidade Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR).

Orientadora: Prof^ª. Dra. Thalita Grandó Rauen

Coorientadora: Prof^ª. Dra. Elisângela Düsman

FRANCISCO BELTRÃO/PR

2020



[4.0 Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Esta licença permite que outros remixem, adaptem e criem a partir do trabalho para fins não comerciais, desde que atribuam o devido crédito e que licenciem as novas criações sob termos idênticos.

Conteúdos elaborados por terceiros, citados e referenciados nesta obra não são cobertos pela licença.

FOLHA DE APROVAÇÃO
IMPACTO DE LAVOURAS NA QUALIDADE DE ÁGUAS DE FONTES NATURAIS
EM PROPRIEDADES DO SUL DO BRASIL

por
Bruna Cardozo

Esta dissertação foi apresentada às quatorze horas e trinta minutos do dia trinta e um de agosto de dois mil e vinte como requisito parcial para a obtenção do título de MESTRE EM ENGENHARIA AMBIENTAL, com área de concentração em Meio Ambiente, linha de pesquisa em Análise Ambiental, Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental: Análise e Tecnologia Ambiental. A candidata foi arguida pela Banca Examinadora composta pelos professores abaixo citados. Após deliberação, a Banca Examinadora considerou o trabalho aprovado.

Thalita Grando Rauen, Dra. (UTFPR)
(Presidente/orientadora)

Elisângela Düsman, Dra. (UTFPR)
(Coorientadora)

Moacir Tuzzin de Moraes, Dr. (UTFPR)
Membro interno

Bárbara Estevão Clasen, Dra. (UERGS)
Membro externo

***A FOLHA DE APROVAÇÃO ASSINADA ENCONTRA-SE NA COORDENAÇÃO DO
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA AMBIENTAL: ANÁLISE E
TECNOLOGIA AMBIENTAL***

AGRADECIMENTOS

À minha família, em especial minha mãe, vó Oridia, tia Sandra, Duda e Walter que sempre estiveram comigo, me apoiando e orientando.

Ao vô Fredolino (*in memoriam*), mesmo não estando aqui sempre levo comigo nos valores e ensinamentos que me passou.

Aos amigos de longa data e aos novos que fiz nos anos de estadia em Beltrão. Obrigada Fagundes, Ana Claudia, Immich, Pasini, Gui Zachow, Jeanine, Francesca, Fernanda, Larissa e Vanessa, tenho muito orgulho de chamar vocês de amigos.

À Profª. Thalita pela orientação, ensinamentos e parceria de sempre, principalmente nos exaustivos dias de coletas.

À Profª. Elisângela pela coorientação, conselhos e ensinamentos dados.

Aos técnicos do laboratório da UTFPR/FB pelo auxílio e recomendações. Também à Janice da “micro” que sempre com muita paciência ajuda os desesperados que chegam no laboratório, inclusive eu.

Aos colegas de mestrado pelos momentos de estudo e descontração, em especial à Daiana e Francesca.

Às famílias Espaniol, Rodrigues da Silva e Zachow por permitirem realizar o estudo em suas propriedades e nos receberem dentro de suas casas.

Ao Laboratório de Estudos do Meio Ambiente (LEMA) da UFSC por realizar a análise com o Microtox®.

À Universidade Tecnológica Federal do Paraná, ao corpo docente e servidores.

E, à todos que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho. Obrigada por acreditarem em mim!

RESUMO

Atividades agrícolas estão fortemente relacionadas ao ambiente, causando transformações no solo e na água. Em pequenas propriedades rurais da região sul do Brasil, é prática comum o consumo de águas de poços e nascentes, muitas vezes inseridas dentro das áreas de cultivo. Diante disso, o monitoramento ambiental dessas águas, inseridas nessas áreas, torna-se importante, a fim de mensurar os efeitos das atividades agrícolas para o ambiente, e consequentemente, à saúde de quem depende dela. Portanto, o objetivo deste estudo é investigar se a atividade agrícola, praticada nesses locais, provoca alterações na qualidade da água de fontes naturais e seu entorno. Para tal avaliação, três locais foram selecionados, um em cada estado da região sul do Brasil (Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul), e estudados durante um ano. Foram realizadas quatro amostragens de solo e água, uma em cada estação, nas três propriedades. Parâmetros físico-químicos, microbiológicos e ecotoxicológicos das águas e solos foram analisados. Os testes ecotoxicológicos realizados foram de citotoxicidade e mutagenicidade com *Allium cepa* e com a bactéria bioluminescente *Vibrio Fischeri* (Sistema Microtox). As análises mostraram que as águas do PR e SC estão impróprias para consumo em virtude da presença de *Escherichia coli*, além de apresentar valores de pH abaixo ou muito próximos ao mínimo exigido pela legislação brasileira. No verão e outono, a amostras de água apresentaram altas concentrações de DQO e DBO e os menores índices mitóticos. Também no verão a água da fonte do RS apresentou altas concentração de nitrogênio. Duas amostragens de solo na área adjacente das fontes do PR e SC apresentaram ser citotóxicos para *A. cepa*, porém, sem efeitos no teste de mutagenicidade. As águas das fontes não se mostraram citotóxicas ou mutagênicas para o mesmo organismo-teste, contudo, há presença de micronúcleos indicando contaminação por substâncias químicas. O teste de toxicidade aguda com a *V. fischeri* mostrou que as amostras de água do PR (primavera) e do RS (outono) apresentaram alta toxicidade. Na integração das análises de solo e água, foi evidenciada a fragilidade das fontes, apresentando alterações nas características acompanhando o período de cultivo mais intenso nas lavouras. Estudos como esse são importantes para verificar a qualidade ambiental das áreas de fontes naturais sobre influência de atividades antrópicas, permitindo avaliar e implantar medidas de proteção da qualidade das águas.

Palavras-chave: Agricultura. Nascentes. *Allium cepa*. Microtox. Ecotoxicologia. Solos.

ABSTRACT

Agricultural activities are strongly related to the environment, causing changes in soil and water. In small rural properties in the south of Brazil, it is common practice to consume water from wells and springs, often inserted within the cultivation areas. Therefore, the environmental monitoring of these waters, inserted in these areas, becomes important, in order to measure the effects of agricultural activities on the environment, and consequently, on the health of those who depend on it. Therefore, the objective of this study is to investigate whether agricultural activity, practiced in these places, causes changes in the quality of water from natural sources and their surroundings. For this evaluation, three sites were selected, one in each state in the southern region of Brazil (Paraná, Santa Catarina and Rio Grande do Sul), and studied for one year. Four soil and water samples were taken, one in each season, in the three properties. Physico-chemical, microbiological and ecotoxicological parameters of waters and soils were analyzed. The ecotoxicological tests performed were cytotoxicity and mutagenicity with *Allium cepa* and with the bioluminescent bacterium *Vibrio Fischeri* (Microtox®). The analyzes showed that the waters of PR and SC are unfit for consumption due to the presence of *Escherichia coli*, in addition to having pH values below or very close to the minimum required by Brazilian legislation. In the summer and autumn, the water samples showed high concentrations of COD and BOD and the lowest mitotic indices. Also in the summer, the water from the RS source showed high concentrations of nitrogen. Two soil samplings in the area adjacent to the PR and SC sources were found to be cytotoxic to *A. cepa*, however, without effects on the mutagenicity test. The source waters were not cytotoxic or mutagenic for the same test organism, however, there are micronuclei indicating contamination by chemical substances. The acute toxicity test with *V. fischeri* showed that water samples from PR (spring) and RS (autumn) showed high toxicity. In the integration of soil and water analysis, the fragility of the sources was evidenced, with changes in characteristics following the period of more intense cultivation in the crops. Studies like this are important to verify the environmental quality of areas of natural sources under the influence of anthropic activities, allowing to evaluate and implement measures to protect water quality.

Keywords: Agriculture. Spring water. *Allium cepa*. Microtox. Ecotoxicology. Soil.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Esquema representativo do processo de degradação do solo ligado a perda de matéria orgânica.....	21
Figura 2 - Classes de enquadramento dos corpos de água doces segundo as classes de usos..	23
Figura 3 - Nascente localizada na área de estudo do Paraná.....	33
Figura 4 - Nascente localizada em Santa Catarina.....	34
Figura 5 - Poço localizado no Rio Grande do Sul.....	34
Figura 6 - Localização das áreas de amostragem de solo no Paraná.....	35
Figura 7 - Localização das áreas de amostragem de solo em Santa Catarina.....	35
Figura 8 - Localização das áreas de amostragem de solo no Rio Grande do Sul.....	36
Figura 9 - Composição física dos solos do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul.....	43
Figura 10 - Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO) e Oxigênio Dissolvido (OD) das amostras de águas, por estação do ano e local de coleta.....	48
Figura 11 - Precipitação observada nos estados da região sul, em cada estação do ano.....	54
Figura 12 - Correlograma dos atributos químicos x índices mitótico e mutagênico do teste com <i>A. cepa</i> das amostras de solo do local de estudo do Paraná.....	58
Figura 13 - Correlograma dos atributos químicos x índices mitótico e mutagênico do teste com <i>A. cepa</i> das amostras de solo do local de estudo em Santa Catarina.....	58
Figura 14 - Correlograma dos atributos químicos x índices mitótico e mutagênico do teste com <i>A. cepa</i> das amostras de solo do local de estudo do Rio Grande do Sul.....	59
Figura 15 - Células meristemáticas de <i>A. cepa</i> , com e sem alterações, tratadas com as amostras de solo.....	63
Figura 16 - Correlograma dos parâmetros físico-químicos x índices mitótico e mutagênico do teste com <i>A. cepa</i> das amostras de água do local de estudo do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul.....	66
Figura 17 - Alterações na divisão celular encontradas no teste com <i>A. cepa</i> e as amostras de águas.....	70
Figura 18 - Teste de toxicidade aguda com Microtox® em 15 e 30 minutos para as amostras de água dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano.....	72
Figura 19 - <i>Screeplot</i> dos dez primeiros componentes principais da PCA.....	74
Figura 20 - Contribuição conjunta das variáveis para as duas primeiras componentes principais.....	76

Figura 21 - Análise de componentes principais dos dados físicos-químicos e ecotoxicológicos de água e solo por áreas de amostragem.....	78
Figura 22 - Análise de componentes principais dos pontos amostrais (indivíduos) nas quatro estações do ano.....	81

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Porosidades diretas e indiretas na camada 0-10 cm em solos dos estados do Paraná (PR), Santa Catarina (SC) e Rio Grande do Sul (RS), por áreas.....	44
Tabela 2 - Densidades dos solos e densidades das partículas nas áreas da fonte e lavoura nos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul.....	44
Tabela 3 - Propriedades químicas dos solos das áreas estudadas, por estação do ano.....	46
Tabela 4 - Demanda Química de Oxigênio (DQO) das amostras de águas, por estação do ano e local de coleta.....	49
Tabela 5 - Concentrações de pH, turbidez, nitrogênio total e fósforo total nas quatro estações do ano, na água do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, com as respectivas médias e desvio padrão.....	51
Tabela 6 - Resultados das análises de coliformes totais e termotolerantes das amostras de água do PR, RS e SC, no inverno e primavera.....	53
Tabela 7 - Índice mitótico médio (IM%) para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de solo de lavoura e da fonte dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano.....	56
Tabela 8 - Tipos, números, total de alterações e índice de mutagenicidade (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de solo de lavoura e da fonte dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano.....	61
Tabela 9 - Índice mitótico médio (IM%) para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de água dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano, e nos tempos 0 e 72 horas.....	65
Tabela 10 - Tipos, números, total de alterações e índice de mutagenicidade (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de água das fontes dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano e nos tempos 0 e 72 horas.....	68
Tabela 11 - Critério de toxicidade por CE50.....	71
Tabela 12 - Variáveis com correlações significativas ($p < 0,05$) com as quatro primeiras componentes principais.....	75

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
2 OBJETIVOS	13
2.1 OBJETIVO GERAL.....	13
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	13
3 REVISÃO DA LITERATURA	14
3.1 DEGRADAÇÃO AMBIENTAL PELAS PRÁTICAS AGRÍCOLAS.....	14
3.2 FATORES QUE INTERFEREM NA QUALIDADE AMBIENTAL DO SOLO E DA ÁGUA.....	15
3.2.1 Fatores físicos.....	15
3.2.2 Fatores químicos.....	17
3.3 PARÂMETROS PARA CARACTERIZAÇÃO E ANÁLISE DA QUALIDADE DO SOLO.....	18
3.3.1 Parâmetros físicos.....	19
3.3.2 Parâmetros químicos.....	20
3.4 QUALIDADE DA ÁGUA.....	22
3.4.1 Parâmetros para análise da qualidade da água.....	24
3.4.1.1 Parâmetros físicos.....	24
3.4.1.2 Parâmetros químicos.....	24
3.4.1.3 Parâmetros microbiológicos.....	26
3.5 ECOTOXICOLOGIA.....	27
3.5.1 Teste com <i>A. cepa</i>	29
3.5.2 Teste com Microtox®.....	30
4 MATERIAIS E MÉTODOS	32
4.1 ÁREAS DE ESTUDO E AMOSTRAGEM.....	32
4.1.1 Descrição das área de estudo.....	32
4.1.2 Amostragem.....	35
4.2 ANÁLISES FÍSICAS, QUÍMICAS E MICROBIOLÓGICAS DE SOLO E ÁGUA.....	37
4.2.1 Parâmetros físicos e químicos do solo.....	37
4.2.2 Parâmetros físico-químicos e microbiológicos da água.....	37
4.3 TESTES ECOTOXICOLÓGICOS.....	38
4.3.1 Teste de citotoxicidade e mutagenicidade com <i>A. cepa</i>	38
4.3.1.1 Solo.....	38

4.3.1.2 Água.....	39
4.3.2 Sistema Microtox®.....	40
4.4 ANÁLISE ESTATÍSTICA DOS DADOS.....	40
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	43
5.1 CARACTERIZAÇÃO DO SOLO.....	43
5.2 ANÁLISES FÍSICO-QUÍMICAS DA ÁGUA.....	47
5.3 TESTE DE CITOTOXICIDADE E MUTAGENICIDADE COM <i>A. CEPA</i>	55
5.3.1 Teste com as amostras de solo nas quatro estações do ano.....	55
5.3.2 Teste com as amostras de água nas quatro estações do ano.....	64
5.4 TESTE DE TOXICIDADE AGUDA COM <i>VIBRIO FISCHERI</i> - MICROTOX®.....	71
5.5 ANÁLISE MULTIVARIADA.....	74
6 CONCLUSÕES.....	83
REFERÊNCIAS.....	85
APÊNDICE A - AGRUPAMENTO DE DADOS DO TESTE DE TOXICIDADE COM <i>A. CEPA</i> EM AMOSTRAS DE SOLO, NAS QUATRO ESTAÇÕES DO ANO.....	96
APÊNDICE B - AGRUPAMENTO DE DADOS DO TESTE DE TOXICIDADE COM <i>A. CEPA</i> EM AMOSTRAS DE ÁGUA, NAS QUATRO ESTAÇÕES DO ANO.....	112
APÊNDICE C - AGRUPAMENTO DE DADOS ESTATÍSTICOS DO TESTE DE TOXICIDADE MICROTOX EM AMOSTRAS DE ÁGUA, NAS QUATRO ESTAÇÕES DO ANO.....	128
APÊNDICE D - AGRUPAMENTO DE TABELAS COM O VALOR-P DOS TESTES DE CORRELAÇÃO COM OS DADOS DAS ÁGUAS, SOLOS E ÍNDICES MITÓTICO E MUTAGÊNICO.....	134
APÊNDICE E - MATERIAL ADICIONAL DA ANÁLISE DE COMPONENTES PRINCIPAIS.....	138

1 INTRODUÇÃO

Dentre todas as atividades associadas aos recursos hídricos, as agrícolas estão entre as que causam impactos mais perceptíveis, alterando os processos físicos, químicos e biológicos dos ecossistemas (ALVES *et al.*, 2019). A temática dos recursos hídricos em terras agrícolas têm ganhado destaque. Dentre as discussões, o comprometimento da qualidade da água, assim como de sua quantidade, em áreas agrícolas tem sido relacionada a plantios sucessivos, aumento da aplicação de insumos agrícolas e ao tipo de manejo, os quais, podem comprometer a sustentabilidade hídrica de uma região (SALES *et al.*, 2020).

Já pertence ao senso comum que o uso de agrotóxicos na agricultura causam contaminação dos recursos hídricos, provocando consequências como alterações nos ecossistemas e prejuízos à saúde. A situação fica mais preocupante quando essas águas são utilizadas para consumo humano ou de animais. A persistência e a toxicidade destes compostos são os fatores de maior capacidade de contaminação, afetando o homem e os animais pela ingestão de água e alimentos contaminados. Áreas próximas às lavouras onde são aplicados os agrotóxicos são as mais afetadas, pois os compostos chegam ao curso hídrico mais próximo através do escoamento superficial ou contaminação do lençol freático (DELLAMATRICE e MONTEIRO, 2014; BENEVIDES e MARINHO, 2015).

Até a década de noventa, os solos brasileiros sofreram enormes perdas devido a forma como o homem tratava o sistema produtivo, causando degradação ambiental, que são perceptíveis até os dias de hoje (MELO *et al.*, 2015). A degradação da maioria dos solos é consequência de práticas agrícolas inadequadas, e também, devido ao aumento da produtividade agrícola (PINHEIRO *et al.*, 2009).

Além das ações antrópicas praticadas no ambiente, como uso e manejo do solo, há fatores característicos do local que podem influenciar a qualidade da água, podendo destacar o substrato rochoso, o clima, o tipo de solo, as características físicas da bacia hidrográfica e a cobertura vegetal. Esses fatores poderão influenciar os processos físicos, químicos e biológicos nestes ecossistemas. Sendo assim, o estado de conservação dos corpos hídricos e o equilíbrio e funcionamento dos ecossistemas são primordiais e determinantes para uma água com qualidade adequada (SILVA e GASPARETO, 2016; ANA, 2017).

Frente a isto, os efeitos das atividades humanas exercidas nos ecossistemas podem ser avaliados por meio do monitoramento ambiental, pela análise das variáveis ambientais sensíveis às mudanças que possam vir a ocorrer no meio. O monitoramento permite caracterizar aspectos relevantes para diagnosticar essas mudanças, importante para a gestão e

planejamento de bacia hidrográficas (QUEIROZ *et al.*, 2010). A qualidade da água pode ser investigada por meio das mudanças físicas, químicas e biológicas, envolvendo um conjunto de procedimentos que visam analisar o meio conforme uma meta estabelecida (BRITTO *et al.*, 2018). Neste sentido, o monitoramento da qualidade da água é um importante instrumento para verificar a potabilidade das águas para consumo humano conforme é estabelecido na legislação vigente (MEDEIROS *et al.*, 2016).

Há consciência de que análises de rotina apenas dos parâmetros físico-químicos de qualidade não são suficientes para avaliar a integridade ecológica dos ecossistemas. Associados a estes, as avaliações ecotoxicológicas são consideradas fundamentais, uma vez que fornecerão uma indicação de como organismos biológicos são afetados, na interação com múltiplos poluentes (ANA, 2012; COSTA *et al.*, 2008).

Testes ecotoxicológicos buscam identificar as causas e efeitos de compostos sobre um organismo, assim como os mecanismos de ação de contaminantes nos organismos teste e fatores que podem influenciar seu destino no ambiente (ZAGATTO e BERTOLETTI, 2008). Para um monitoramento eficaz portanto, torna-se importante realizar estudos experimentais com diferentes indicadores biológicos, considerando níveis tróficos diferentes, que possam indicar possíveis efeitos em diferentes espécies e até mesmo na saúde humana (CARNEIRO *et al.*, 2015).

Neste contexto, o objetivo deste trabalho é investigar se a atividade agrícola, praticada em lavouras de propriedades rurais da região sul do Brasil, provoca alterações na qualidade da água de fontes naturais e seu entorno. Tendo como foco fontes que são utilizadas para consumo humano como abastecimento alternativo individual, inseridas dentro de áreas de cultivo agrícola, e que não são monitoradas pelos órgãos públicos e também não recebem tratamento a fins de potabilidade.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Investigar se a atividade agrícola de pequenas propriedades rurais da região sul do Brasil, provoca alterações na qualidade da água de fontes naturais e seu entorno.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Coletar e determinar os parâmetros físico-químicos dos solos das lavouras e adjacentes às fontes de águas (densidade, porosidade, matéria orgânica, pH, capacidade de troca catiônica, nutrientes);
- Coletar e determinar os parâmetros físico-químicos e microbiológicos das águas das fontes (turbidez, pH, oxigênio dissolvido, DBO, DQO, N, P, coliformes);
- Determinar o índice de ecotoxicidade através dos testes de citotoxicidade e mutagenicidade com *Allium cepa* nas amostras dos solos e águas, e do teste de inibição da bioluminescência com a *Vibrio Fischeri* (*Microtox*[®]) nas amostras de águas;
- Correlacionar os parâmetros determinados, dos solos e das águas, com os testes ecotoxicológicos;
- Aplicar análise multivariada a fim de analisar a qualidade ambiental dos locais.

3 REVISÃO DA LITERATURA

3.1 DEGRADAÇÃO AMBIENTAL PELAS PRÁTICAS AGRÍCOLAS

Atividades desenvolvidas pelo homem, tanto na área urbana como na área rural, produzem resíduos capazes de provocar mudanças no ambiente, como a poluição do solo e da água (SILVA E GASPARETTO, 2016).

A produtividade agrícola, é uma atividade fortemente relacionada ao ambiente, podendo interferir de forma negativa, positiva ou cruzada, ou seja, um impacto positivo para o solo, pode se tornar negativo sobre o manancial. Como impacto negativo, temos a degradação da matéria orgânica, química e biológica, processos erosivos, redução da capacidade de reter água, contaminação por elementos traço e substâncias orgânicas persistentes, e salinização. Outros efeitos são a contaminação do lençol freático, a possibilidade de redução da biodiversidade e a modificação de ecossistemas no geral (MELO *et al.*, 2015).

A poluição difusa nas áreas agrícolas é o principal problema da degradação da qualidade da água em zonas rurais. Essa qualidade está diretamente relacionada ao percentual de cobertura vegetal da bacia hidrográfica. A remoção da vegetação, sem técnicas adequadas de conservação do solo, pode gerar problemas de erosão, ocasionando a perda de solos férteis e a degradação dos cursos de águas. (ANA, 2012).

A manutenção da harmonia entre a integração da cobertura vegetal, com o sistema físico, químico e biológico dos solos, por meio de processos fundamentais, como a ciclagem de nutrientes e a formação e decomposição de matéria orgânica, é de fundamental importância para a manutenção dos ecossistemas naturais. Todavia, ações antrópicas promovem alterações nesses atributos, muitas vezes causando impacto ambiental negativo (SILVA *et al.*, 2007).

O uso do solo para fins agrícola, quando usado de forma inadequada, reduz a fotossíntese e o aporte de carbono ao solo, como resultado tem-se a perda da matéria orgânica (MO) e da cobertura do solo. Sem essa cobertura, o solo recebe ação direta das gotas de chuva, provocando o processo de erosão e contribuindo para a perda de água e nutrientes. A redução da matéria orgânica causa efeitos na formação e estabilização de agregados do solo, na atividade biológica e ciclo de nutrientes, contribuindo assim, para a perda de nutrientes, solo e água (ROSCOE *et al.*, 2006).

A alta rotatividade de safras e lavouras cultivadas nas propriedades rurais, leva ao uso de vários agrotóxicos diferentes, e em grandes quantidades. Mais de um princípio ativo é

necessário numa mesma área, sendo uma tarefa difícil determinar como a exposição múltipla dos compostos irão interagir com o ambiente e com os organismos vivos (OLIVEIRA *et al.*, 2014).

Em 2013, a região sul do Brasil teve o consumo de agrotóxicos equivalente à 23% da comercialização total do país, consumindo um total de 285 milhões de quilos de agrotóxicos. O Paraná ficando responsável por mais da metade do volume (158 milhões de kg), seguido pelo Rio Grande do Sul (104 milhões de kg) e Santa Catarina (22 milhões de kg) (BRASIL, 2016).

O alto consumo de agrotóxicos tem despertado interesse e preocupação para entender os seus potenciais efeitos, tanto à saúde como para o meio ambiente. São várias as vias por onde os agrotóxicos podem impactar diferentes ambientes. Eles chegam às águas superficiais, rios e riachos, principalmente por meio da precipitação das partículas que estão na atmosfera, com as águas da chuva e através do escoamento superficial, parcela da chuva que não infiltra no solo, e dos compostos na superfície dos solos (LIMA, 2008).

Décadas atrás, quando inseticidas foram usados em larga escala em todo o mundo, considerava-se o seu poder residual um ponto positivo, pois a sua persistência indicava uma ação contínua mais prolongada, porém, acabou se tornando um problema ambiental e de saúde pública. São observadas consequências presentes ainda nos dias de hoje, onde ainda são encontrados vestígios destes inseticidas mesmo após anos de proibição de seu uso (BAIRD e CANN, 2011; KASEMODEL *et al.*, 2014).

3.2 FATORES QUE INTERFEREM NA QUALIDADE AMBIENTAL DO SOLO E DA ÁGUA

3.2.1 Fatores físicos

Diferentes tipos de solo se formam em resposta ao seu material de origem, à topografia e a fatores ambientais como clima e vegetação, podendo serem mais ou menos resilientes à introdução da agricultura. O uso e manejo do solo podem alterar consideravelmente os solos naturais, sendo estes, os fatores principais que controlam a qualidade do ambiente (KIBBLEWHUTE *et al.*, 2008).

As características e propriedades dos solos estão intimamente relacionadas entre si, reagindo a qualquer modificação que ocorra, implicando não somente na degradação do solo,

mas também em toda a cadeia ambiental o qual depende dele, como a água, a flora e a fauna (ANDREOLI *et al.*, 2014).

Associado a isto, temos o fator vegetação, o qual está fortemente relacionado à propensão de degradação do ecossistema, e conseqüentemente, possuem relação direta com a qualidade da água. A vegetação atua no que diz respeito aos danos causados pelo impacto da gota de chuva sobre o solo, no aumento da rugosidade da superfície, como facilitador para a infiltração da água no solo, e também reduzindo a energia do escoamento superficial. (ANDREOLI *et al.*, 2014).

Quando ocorre sua remoção, sem serem adotadas técnicas de conservação, pode ocorrer erosão e como consequência o solo fértil é perdido e a degradação dos cursos de águas acontece. Esse tipo de poluição difusa em áreas agrícolas é determinante para a deterioração da qualidade das águas em áreas rurais (ANA, 2012).

A perda de solo por processos erosivos acelerados ou induzidos pelo homem, deteriora o solo devido a remoção da camada protetora, que em ausência de vegetação fica exposto à entrada energética do clima, e dependendo de suas propriedades coesivas, torna-se exposto e redistribuído. As taxas de erosão relatadas variam amplamente, pois a cobertura vegetativa é apenas uma das determinantes da erosão do solo, sendo também a topográfica, a erosividade das chuvas, as propriedades coesivas dos solos e as técnicas de manejo determinantes para a mensuração (VAN OOST e BAKKER, 2012).

O processo de erosão ocorre, essencialmente, em três etapas. Começando pelo desprendimento, onde as partículas do solo são removidas pelas gotas de chuva, água corrente, vento ou atividades humanas/animais, depois o material desprendido é transportado e depositado, geralmente essa deposição ocorre em planícies de inundação, campos, lagos/reservatórios, rios e córregos. Partículas de lodos e argilas geralmente ficam suspensas na água, podendo percorrer longas distâncias, ao contrário de partículas de areia que são mais pesadas e não são transportadas na mesma velocidade (SCHOONOVER e CRIM, 2015).

Outra forma de como o homem interfere em importantes processos do ambiente é na dinâmica da água no solo, como por exemplo, na capacidade de infiltração da água. O processo de infiltração é a forma de entrada da água no solo, onde, em determinadas condições e em um dado solo, a água é absorvida. Já o movimento da água dentro do perfil do solo é denominado percolação (LIMA, 2008).

Outro conceito relacionado com a infiltração é o escoamento superficial, resultante da fração da chuva que não infiltra no solo e acaba escoando laminarmente pelas porções impermeáveis do relevo até encontrar o canal mais próximo (LIMA, 2008). Este escoamento

leva em consideração a declividade (em %) da área e sua determinação altimétrica. Considerando esses dois aspectos do relevo é possível prever a movimentação hidrológica. (SILVA, SCHULZ e CAMARGO, 2007).

A variação da quantidade de água que infiltra no solo pode ser mais intensa em determinados tipos de solos. Por exemplo, em solos arenosos a infiltração vertical é mais intensa se comparado com um solo argiloso, sendo assim, sua capacidade de lixiviação de substâncias, como agrotóxicos, para águas subterrâneas é maior. Em solos argilosos a tendência é uma mobilidade menor devido a retenção de alguns compostos pela argila e óxidos de ferro (EMBRAPA, 2006).

A compactação da superfície do solo é outro fator resultante da ação do homem ao manejar o solo de forma inadequada, pelo uso de máquinas e implementos. Quando compactado, o solo apresenta diminuição na taxa de infiltração de água, facilitando o escoamento superficial e, conseqüentemente, o carreamento de partículas do solo, caso a estabilidade dos agregados esteja baixa. A compactação causa também, alterações no crescimento radicular, na aeração, na retenção de água, podendo até aumentar a suscetibilidade do solo à erosão. Diferencia-se do adensamento, onde o processo acontece de forma natural, ocorrendo o rearranjo de agregados e partículas com posterior aumento da densidade (MELO *et al.*, 2015; SÁ e JUNIOR, 2005).

3.2.2 Fatores químicos

Substâncias orgânicas e inorgânicas, como os agrotóxicos em áreas agrícolas, apresentam efeito de contaminação pelo aumento da concentração de compostos nitrogenados e fosfatados no meio aquático, resultando em ambientes eutrofizados (aumento da produtividade primária e da biomassa de algas e hidrófitas). Além da eutrofização, esses nutrientes despejados podem causar a desoxigenação da água, obstrução de canais, modificações nas características dos habitats aquáticos e também, produção de toxinas pelas algas verdes-azuis (QUEIROZ, 2008).

O modo como os agrotóxicos se comportam e se apresentam em um determinado ambiente se deve pelas propriedades do composto e também pelas condições climáticas e do meio (SILVA e FAY, 2004). O comportamento desses compostos portanto, dependerá das composições químicas e físicas do ambiente juntamente com sua disponibilidade no ambiente, da sua composição e de suas propriedades físicas e químicas, principalmente: a solubilidade, pressão de vaporização e estabilidade química (ALVES e OLIVEIRA-SILVA, 2003).

A presença no ar, pode ocorrer pela volatilização dos mesmos ou pela aplicação com pulverizadores aerossóis; no solo, sua ocorrência se deve tanto pela aplicação direta do produto como por descarte inadequado; nas águas, a presença ocorre pela lixiviação e percolação até águas superficiais ou subterrâneas, podendo chegar em águas de abastecimento, caso não sejam adsorvidos na matéria orgânica (KOMATSU e VAZ, 2004).

Os agrotóxicos podem atingir águas subterrâneas por meio da parcela da água da chuva/irrigação que infiltra no solo e atinge o lençol freático. Neste caso, apenas os compostos dissolvidos percolam juntamente com a água infiltrada, diferente do que acontece no escoamento superficial. Algumas moléculas ainda poderão ficar retidas em zonas móveis dos solos e poderão ser liberadas gradativamente para águas subterrâneas muito tempo após a aplicação (GILLIOM *et al.*, 2007).

Outra preocupação referente aos agrotóxicos é os elementos traço presentes em alguns fertilizantes e corretivos de acidez. Possuem em sua composição teores que dependem do material de origem e da aplicação de maneira contínua, podendo levar a contaminação do solo. Elementos traço, ou metais pesados como alguns autores chamam, possuem concentrações muito pequenas (<0,1%) de Cu, Fe, Mn, Zn, B, Mo, As, Hg, Se, Cd, Pb que são encontrados no ambiente e na composição dos seres vivos. Se persistirem no solo, esses elementos podem ser absorvidos pelas plantas e ingressar na cadeia alimentar (MELO *et al.*, 2015).

Como contaminante ambiental, os usos de sais de zinco, arsenatos de cobre e de chumbo e compostos metalo-orgânicos em muitos agrotóxicos, têm contribuído para o aumento dos níveis de contaminação do solo com esses elementos (TILLER, 1989 apud MELO *et al.*, 2015).

3.3 PARÂMETROS PARA CARACTERIZAÇÃO E ANÁLISE DA QUALIDADE DO SOLO

Sabe-se que a qualidade do solo tem influência sobre a qualidade da água, do ar e biótica, portanto, melhorar a qualidade do solo pode ajudar a melhorar a qualidade ambiental como um todo. Por exemplo, o plantio de plantas de cobertura em um solo que está exposto ajuda na redução da erosão e retém nutrientes no local, limitando o transporte para cursos de água que afetariam sua qualidade (SCHOONOVER e CRIM, 2015).

Tendo em vista os seus diversos usos, os sistemas de manejo e preparo do solo para fins produtivos, afetam diretamente a qualidade do solo. Dentre os fatores que influenciam,

têm-se o cultivo contínuo na mesma área, o uso e utilização de áreas com níveis inadequados de umidade, o pisoteio de animais em pastagens e o trânsito de maquinário e implementos com carga elevada sobre o solo (LIMA *et al.*, 2007).

Bunemann *et al.* (2018), aponta em sua revisão sobre qualidade do solo, os principais indicadores físicos e químicos de qualidade utilizados em todo o mundo. Observou a utilização com maior frequência das análises de matéria orgânica e pH, seguido de fósforo, indicadores de retenção de água, densidade do solo, textura, potássio e nitrogênio, além de outros indicadores como porosidade, capacidade de troca catiônica (CTC), macronutrientes (P, K, Ca e Mg), micronutrientes (Cu, Fe, Mn e Zn), salinidade, entre outros (BUNEMANN *et al.*, 2018). Como a qualidade é mais focada nas propriedades dinâmicas do solo, ou seja, nas que podem ser fortemente influenciadas pelo manejo, é indicado monitorar principalmente o horizonte da superfície do solo (+/- 20 a 30 cm), podendo obter a condição do solo devido a decisões relativamente recentes do uso e manejo do solo (KARLEN *et al.*, 2003).

3.3.1 Parâmetros físicos

Dentre os parâmetros físicos, temos a densidade das partículas (Dp), que é a medição da densidade média das partículas minerais e orgânicas presentes no solo, refletindo assim, sua composição média. Essa densidade relaciona-se com o volume ocupado por matéria sólida, sem considerar a porosidade (EMBRAPA, 2017). A Dp média para uma grande variedade de solos é de 2700 kg.m⁻³, variando pouco pois o solo varia relativamente pouco de solo para solo (REICHARDT e TIMM, 2004).

Quanto a densidade do solo (Ds), constitui-se de um parâmetro que reflete o arranjo das partículas do solo, definindo características do sistema poroso. A variação se dá em profundidade no perfil do solo, com a textura, natureza, tamanho e formato das partículas, além de fatores externos e ambientais (LIMA *et al.*, 2007). A Ds está relacionada a porosidade total e com a composição orgânica e mineralógica do solo (ALMEIDA *et al.*, 2017).

A porosidade (Pt) do solo é a fração do volume total em um determinado volume de solo, passível de ser ocupada por água e/ou ar. Importante parâmetro físico para entender o movimento e retenção de água no solo, entre outros aspectos (ALMEIDA *et al.*, 2017).

Os poros ou espaços vazios do solo são divididos em micro e macroporos, influenciando na capacidade de infiltração e retenção de água. Quando há maior quantidade de macroporos, a infiltração e percolação da água através do solo é favorecida e o escoamento

superficial é reduzido, assim como os processos erosivos, porém, a retenção de água é baixa (ex. Solos arenosos). Já em solos com predominância de microporos, a capacidade de infiltração é menor, favorecendo a retenção de água (ANDREOLI *et al.*, 2014).

A porosidade varia muito entre os diferentes solos, com valores oscilando entre menos de 25% em camadas superficiais compactadas, até valores superiores a 60% nas camadas superficiais de solos bem agregados e com alto teor de matéria orgânica. O manejo do solo pode exercer uma forte influência sobre a porosidade, assim como acontece com a densidade do solo (BRADY E WEIL, 2012).

Araújo *et al.*, (2007) observou valores de densidade do solo e porosidade total variando, principalmente, na primeira camada do solo (0-5 cm). Em solos com cultivo convencional encontrou valores de 0,98 kg.dm⁻³ e 0,60 m³.m⁻³, para Ds e Pt, respectivamente, já na mata nativa do Cerrado os valores foram de 0,75 kg.dm⁻³ e 0,67 m³.m⁻³ respectivamente.

3.3.2 Parâmetros químicos

Para a avaliação da qualidade do solo a matéria orgânica (MO) é considerada um dos indicadores mais úteis, pois apresenta relação com variados componentes do solo, como por exemplo, exerce efeito direto na retenção de água do solo, densidade do solo (Ds), formação de agregados, pH, capacidade de troca catiônica (CTC), capacidade tampão, mineralização, sorção de metais pesados, agrotóxicos, infiltração, aeração e atividade microbiana (CUNHA *et al.*, 2015).

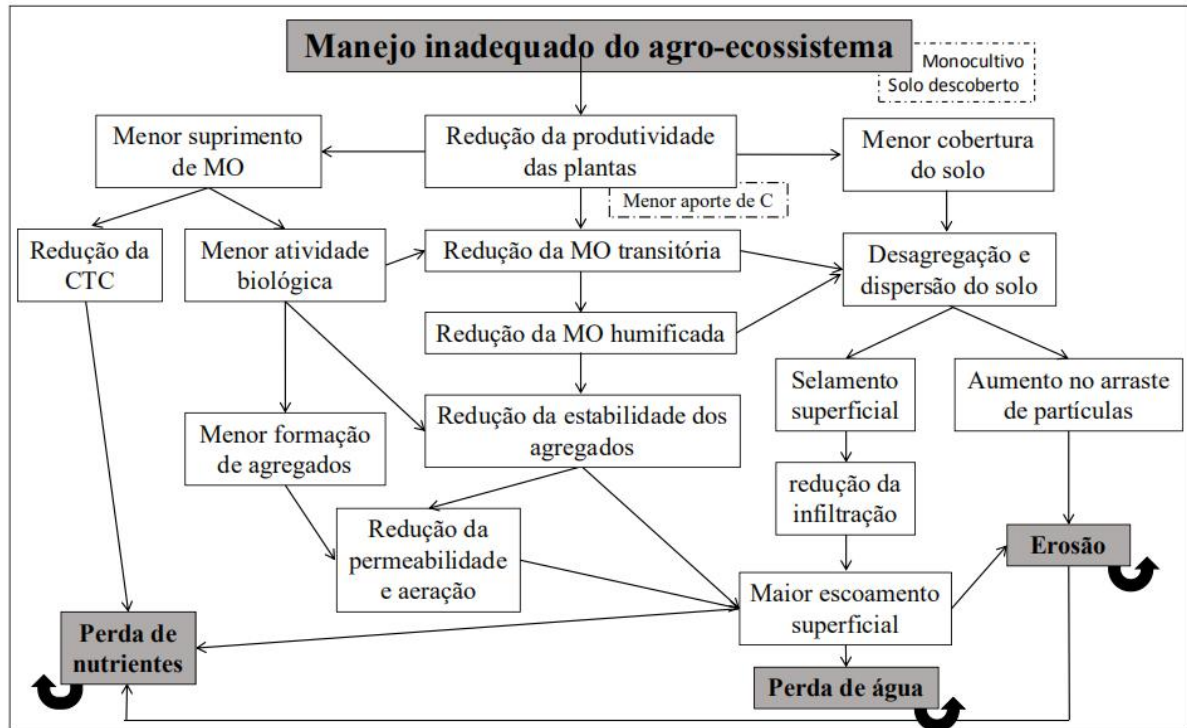
Devido as importantes funções nos processos físicos, químicos e biológicos no solo, ao perder MO ocorre a retroalimentação do processo de degradação, promovendo a desordem no sistema, como resultados têm-se menores produções de biomassa e maiores perdas de nutrientes, água e solo, como pode ser observado no fluxograma a seguir (Figura 1) (ROSCOE *et al.*, 2006).

No cultivo convencional, os teores de MO costumam ser menores em função do aporte de restos vegetais e do contínuo revolvimento do solo, isso se comparado ao solo com vegetação nativa onde o acréscimo de biomassa é maior (MELO *et al.*, 2015).

Um importante parâmetro para avaliar a retenção de substâncias químicas, contaminantes ou nutrientes no solo, é a Capacidade de Troca de Cátions (CTC). Em solos tropicais, as substâncias húmicas, as argilas minerais e os óxidos de ferro e alumínio são os principais responsáveis pela CTC. Devido ao maior número de cargas negativas e uma determinada superfície de troca, adsorvem principalmente cátions, em condições permutável,

como Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ + H^+ e Al^{3+} (RONQUIM, 2010). Martins *et al.* (2015) encontrou valores médios de CTC entre 8,9 e 13 cmolc.dm^{-3} para solos com alta porcentagem de argila e/ou alto teor de MO, valores estes representando alta capacidade de retenção de nutrientes e umidade.

Figura 1 - Esquema representativo do processo de degradação do solo ligado a perda de matéria orgânica.



Fonte: Roscoe *et al.*, (2006).

Relacionado aos cátions antes mencionados, temos o parâmetro soma de bases (SB) e saturação de bases. A SB nada mais é do que a soma dos teores de cátions permutáveis ($\text{SB} = \text{Ca}^{2+} + \text{Mg}^{2+} + \text{K}^+$), exceto H^+ e Al^{3+} , já a saturação por bases (V%) é a soma das bases expressa em porcentagem. Parâmetros estes usados como indicativos das condições gerais de fertilidade de um solo (RONQUIM, 2010).

Solos com baixa CTC, pequena espessura de solo e textura arenosa são locais com elevado risco de contaminação das águas subterrâneas, por isso, deve ser evitado desenvolver atividades potencialmente poluidoras nessas áreas (ANDREOLI *et al.*, 2014).

Em relação aos elementos presentes no solo que são nutrientes para os vegetais, temos a divisão entre micro e macronutrientes, estando no mesmo nível de importância entre os nutrientes pelo critério de essencialidade. Os macronutrientes são Nitrogênio (N), Fósforo (P), Potássio (K), Cálcio (Ca), Magnésio (Mg) e Enxofre (S) e os micronutrientes são Boro (B), Cobre (Cu), Ferro (Fe), Manganês (Mn), Molibdênio (Mo) e Zinco (Zn) (VILLAR, 2007).

Alguns dos nutrientes essenciais para as plantas são metais pesados, e embora sejam nutrientes para elas, há a preocupação da possibilidade de causarem perigo à saúde humana ou animal ao entrarem na cadeia alimentar. São encontrados metais pesados nos fertilizantes e corretivos agrícolas, como por exemplo, Cd, Cr, Cu, Ni, Pb, Fe, Co, Mn, Mo, Hg, Sn e Zn. Causa preocupação especialmente em solos submetidos a cultivos intensivos por longos períodos, e submetidos a técnicas modernas e sem restrição econômica (FILIZOLA *et al.*, 2002).

Solos cultivados anualmente por um longo tempo, em especial os que não utilizam manejo conservacionistas, costumam ser responsáveis por degradar de forma mais intensa as propriedades do solo (MARTINS *et al.*, 2015). Martins *et al.* (2015) avaliou as propriedades físico-químicas de solos do Cerrado após dois, cinco e oito anos sob cultivo de soja. Quantificou uma ampla gama de parâmetros, e como resultado, após análise variância, concluiu que as variáveis que mais contribuíram para a variância total foram soma de bases (SB) e o micronutriente cobre (Cu). Ainda, em relação ao fator tempo de uso do solo, o estudo verificou evidências de que o tempo de uso com agricultura tecnificada influencia as propriedades do solo. Também, se considerar a variável físico-química, áreas com apenas dois anos sob cultivo intenso do solo são tão afetadas pela atividade agrícola como em áreas de oito anos.

3.4 QUALIDADE DA ÁGUA

A Resolução CONAMA 357/2005 define qualidade da água como “condição de qualidade apresentada por um segmento do corpo d’água, num determinado momento, em termos dos usos possíveis com segurança adequada, frente às classes de qualidade”.

Por meio de características de parâmetros físicos, químicos e biológicos, o qual a qualidade da água é composta, é possível caracterizar e analisar as tendências das águas em bacias hidrográficas. Esses parâmetros são amplamente empregados como indicadores de qualidade da água, onde os níveis e concentrações de diversos indicadores são utilizados como referência para enquadrar os corpos hídricos em classes de qualidade da água (SILVA e GASPARETTO, 2016; ANA, 2017).

O enquadramento, como um dos instrumentos estabelecidos pela Lei das Águas (Lei nº 9433), serve para assegurar às águas qualidade compatível a qual foi destinada, visando diminuir os custos de combate à poluição por meio de ações preventivas.

A Resolução CONAMA 357/2005, antes mencionada, dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento. Classificando as águas superficiais em classes de uso, como pode ser observado na figura a seguir (Figura 2), não podendo ter seus parâmetros modificadas em função das ações antrópicas, garantindo assim, proteção da saúde e ambiente ecologicamente equilibrado.

Figura 2 - Classes de enquadramento dos corpos de água doces segundo as classes de usos.



Fonte: ANA (2010).

Disponível em: <http://pnqa.ana.gov.br/Publicacao/CursoEnquadramentoPortal2010.pdf>

A única classe de água que não pode ser utilizada para abastecimento humano é a classe 4, sendo destinada apenas à navegação e harmonização paisagística (BRASIL, 2005). O restante das classes segue os padrões de potabilidade brasileira da portaria 2914/2011, agora consolidada na Portaria do Ministério da Saúde nº 5/2017, onde consta normas sobre ações e serviços de saúde para o sistema único de saúde (SUS). No anexo XX dessa portaria apresenta as ações à regulamentação do controle e da vigilância da qualidade da água para consumo humano. Os padrões exigidos pela portaria são de natureza microbiológica, organoléptico (ex. turbidez), relacionados às etapas mínimas de tratamento, desinfecção, quanto a limites máximos de substâncias químicas que representam risco à saúde (ex. agrotóxicos), entre outros.

Ainda, a portaria prevê a vigilância e o atendimento dos padrões de potabilidade mesmo para situações de solução alternativa individual de abastecimento, ou seja, propriedades familiares que não são atendidas pela rede geral de distribuição (BRASIL, 2005). Esse tipo de caso ocorre em grande parte dos domicílios rurais, onde, embora a cobertura da

rede geral de abastecimento na zona rural tenha aumentado em 12,2%, entre os anos 2000 e 2010, mais de 50% dos domicílios da Região Sul são abastecidos por poços e nascentes em suas propriedades, sendo essas as formas mais utilizadas de acesso à água, tanto para consumo humano como para dessedentação animal (IBGE, 2011).

3.4.1 Parâmetros para análise da qualidade da água

Os parâmetros de qualidade da água são de natureza física, química ou biológica, indicando grandezas das características de águas (JORDÃO E PESSÔA, 2014). Essas características traduzem os diversos processos que ocorrem no corpo hídrico, como por exemplo a capacidade de dissolução de uma grande variedade de substâncias e também o transporte pelo escoamento superficial e subterrâneo (LIBÂNIO, 2010).

3.4.1.1 Parâmetros físicos

A turbidez se constitui de sólidos em suspensão na água (VON SPERLIND, 2014) e indica sua qualidade estética, sendo um importante parâmetro operacional nas estações de tratamento de água. Quando submetida desinfecção com cloro, a presença de turbidez é preocupante, pois partículas grandes podem abrigar microrganismos e atuar como proteção frente a ação do agente desinfetante. Em águas naturais, promove a redução da intensidade dos raios luminosos que atingem o corpo d'água, reduzindo na quantidade de luz que penetra no meio, influenciando nas características do ecossistema (MARQUES *et al.*, 2007).

Em regiões do Brasil com solos erodíveis, a turbidez dos corpos d'água é elevada, pois em períodos de precipitação ocorre o carreamento de partículas de argila, silte, areia, fragmento de rocha e óxidos metálicos. Os rios brasileiros são naturalmente turvos devido a características geológicas das bacias hidrográficas, dos índices de chuvas e das práticas agrícolas que são muitas vezes inadequadas. Porém, em regiões frias e de menores índices de precipitação intensa, as águas naturais possuem turbidez significativamente mais baixa (LIBÂNIO, 2010).

3.4.1.2 Parâmetros químicos

Para avaliar as condições alcalinas ou ácidas no ambiente aquático, o potencial hidrogeniônico (pH) é medido. Esse parâmetro tem grande influência sobre os ecossistemas

aquáticos naturais devido aos efeitos sobre a fisiologia das espécies que habitam o curso hídrico. Em determinadas condições de pH, indiretamente exerce efeito sobre a precipitação de elementos químicos tóxicos, por exemplo os metais pesados, também interfere sobre as solubilidades de nutrientes na água. Frente a isso, é estabelecido faixas de pH para as classes de usos de águas naturais, firmando a faixa entre 6 e a 9, a fim de proteger a vida aquática (CETESB, 2019).

Já o oxigênio dissolvido (OD) é um dos parâmetros que melhor caracterizam a qualidade da água de um curso hídrico. Sua concentração varia em função da temperatura, da salinidade e da altitude (JORDÃO E PESSÔA, 2014).

Juntamente com o OD, os parâmetros Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO) e Demanda Química de Oxigênio (DQO) são importantes indicadores de qualidade das águas naturais, expressando a presença de matéria orgânica no meio. Enquanto que a primeira indica a intensidade do consumo de oxigênio necessário para as bactérias estabilizarem a matéria orgânica biodegradável, a segunda engloba tanto a matéria orgânica biodegradável, quanto a não degradada pela ação bacteriana. Portanto, a DBO refere-se à matéria orgânica passível de estabilização biológica e a DQO engloba a parcela estabilizada quimicamente, sendo sempre com valor superior (LIBÂNIO, 2010).

Tanto a DBO quanto a DQO, são parâmetros utilizados para a caracterização de corpos d'água, assim como para conhecer o grau de poluição das águas e a origem do poluente. Enquanto a DBO pode indicar contaminação de origem orgânica, como efluentes domésticos, valores elevados de QDO demonstra a natureza inorgânica, representado por poluentes industriais (VON SPERLING, 2014).

Os nutrientes nitrogênio e fósforo são caracterizados como limitantes da capacidade de crescimento biológico, de interesse ambiental para o controle da reprodução de algas em cursos hídricos, principalmente lagos e reservatórios de água doce. Em decorrência da poluição das águas por meio de descargas de esgoto doméstico não tratado e carreamento de fertilizantes, por exemplo, ocorre a fenômeno de eutrofização. Condição do acelerado aumento da população de algas, devido ao excesso de nutrientes limitantes ao seu crescimento, resultando em consequências desagradáveis esteticamente e ambientalmente (JORDÃO E PESSÔA, 2014). Em áreas de cultivo agrícola, as medidas de controle da eutrofização, baseiam-se na adoção de medidas corretas de aplicação dos adubos, associado à boas práticas de conservação do solo (RESENDE, 2002).

Alves e colaboradores (2019) estudaram a relação do uso da terra e da cobertura vegetal da bacia do Córrego Bonsucesso, em Jataí (GO) com parâmetros físico químicos das

águas do Lago Bonsucesso nessa região. Como resultado do levantamento do uso da terra, observou-se que a área é ocupada predominantemente por agricultura (76,24%), podendo ser essa a causa dos altos índices de variáveis como cor verdadeira e fósforo total, superiores aos limites estabelecidos pela legislação vigente para águas doces de classe 2. Destacando os índices elevados do estado trófico dessas águas, enquadrando o corpo hídrico no estado hipereutrófico.

Outro estudo feito para avaliar a influência do uso do solo na qualidade da água foi o de Fernandes *et al.* (2011), o qual realizou análise de correlação de Pearson entre os parâmetros de qualidade e o uso do solo na microbacia Glória, em Macaé-RJ. Dentre os usos de ocupação estudados, o solo de agricultura, urbano e solo exposto influenciaram negativamente e de forma significativa nos parâmetros de turbidez e sólidos totais das águas. Em contrapartida, áreas ocupadas por florestas secundárias e capoeira foram favoráveis para a conservação das águas para esses mesmos parâmetros.

Gonçalves e Rocha (2016) desenvolveram um trabalho para determinar a relação dos indicadores de qualidade com o regime de chuvas e usos da terra, em quatro bacias hidrográficas no Estado do Paraná, incluindo as áreas de preservação permanente (APPs) e fontes do reservatório Alagados. Para a determinação da qualidade, o índice IQA (Índice de qualidade das águas de Bascarán) foi feito e ao serem comparados com os padrões de usos dos solos obtiveram os seguintes resultados: bacias com grandes superfícies cultivadas expressam baixa qualidade da água, também, em áreas de APPs o efeito foi negativo sobre a qualidade; no verão a qualidade das águas foi menor, observando que nessa estação do ano houve maior precipitação e o manejo dos solos foi mais intenso, apresentando maiores áreas cultivadas na bacia; quanto a variabilidade dos padrões do IQA entre as bacias, e nas diferentes estações do ano, demonstra a necessidade de gerenciar o uso das terras de forma que sejam mantidos padrões de qualidade das águas no manancial.

3.4.1.3 Parâmetros microbiológicos

Através de uma única exposição é possível desencadear uma doença causada por microrganismo transmitido pela água, pois sua ação é aguda. A fim de garantir a segurança microbiana de uma água, testes com organismos indicadores são feitos. O grupo das bactérias dos coliformes totais são rotineiramente usados para essa finalidade, embora possam se desenvolver em diversos ambientes, um subgrupo em especial é de natureza fecal, presente

nas fezes de humanos e animais de sangue quente, esse grupo é o dos coliformes termotolerantes (WHO, 2018; HORAN, 2003).

As águas com teste positivo para coliformes totais são examinadas quanto à presença de coliformes termotolerantes, pois os microrganismos apresentam um padrão de sobrevivência parecido com patógenos bacterianos, porém sua utilidade para protozoários e vírus é limitada. Esse subgrupo incluem todos os coliformes que possuem a capacidade de fermentar a lactose a 44,5 °C, como por exemplo a *Escherichia coli*, amplamente utilizada como indicativo de contaminação de origem fecal, devido a facilidade de a distinguir dos outros membros do grupo dos coliformes totais (BITTON, 2011).

Cerca de 95% dos coliformes termotolerantes excretados pelos humanos e animais são *E. coli*, embora várias linhagens sejam inofensivas, algumas categorias de cepas apresentam virulência e causam diarreia (HORAN, 2003; BITTON, 2011).

3.5 ECOTOXICOLOGIA

As análises químicas tradicionais de amostras de águas podem quantificar e referenciar os limites estabelecidos nas legislações ambientais, porém, não conseguem prever o efeito dessas substâncias nos organismos vivos. Essa avaliação só é possível através da toxicologia ambiental.

Toxicologia é a ciência que estuda os efeitos nocivos que são consequências de interações de substâncias químicas com o organismo, sob certas condições de exposição. Sendo assim, a toxicologia é a ciência que investiga experimentalmente a ocorrência, natureza, incidência, mecanismos e fatores de riscos dos efeitos de agentes químicos (OGA; CAMARGO; BATISTUZZO, 2008).

A toxicologia ambiental se preocupa com o destino dos agentes tóxicos, seus metabólitos e produtos de degradação no ambiente e nas cadeias alimentares, assim como dos efeitos desses contaminantes sobre organismos e populações (COSTA *et al.*, 2008).

Dentre as áreas da toxicologia ambiental, destaca-se a ecotoxicologia, cujo foco é centrado nos efeitos ocasionados por agentes químicos e físicos sobre a dinâmica de populações e comunidades integrantes de ecossistemas definidos (SOBRERO e RONCO, 2004). Ramade (1977), quando publicou o primeiro livro sobre ecotoxicologia, a definiu como:

“ciência que tem por objetivo estudar as modalidades de contaminação do ambiente pelos poluentes naturais ou sintéticos, produzidos por atividades humanas, seus mecanismos de ação e seus efeitos sobre o conjunto de seres vivos que habitam a biosfera”.

No Brasil a ABNT (Associação Brasileira de Normas e Técnicas) é o órgão responsável pelo desenvolvimento de protocolos de toxicidade. A resolução CONAMA 357/05 recomenda o controle ecotoxicológico para efluentes e define os ensaios deste controle como ensaios para determinar o efeito deletério de agentes físicos ou químicos a diversos organismos aquáticos.

O uso de testes de toxicidade na análise ambiental é abrangente, destacando sua importância na medida que aumenta a proporção e complexidade das transformações químicas no meio ambiente (MAGALHÃES e FERRÃO FILHO, 2008). Tais testes podem ser utilizados em análises com efluentes industriais, águas superficiais, sedimentos, substâncias químicas/fármacos, solos, etc (SILVA *et al.*, 2015).

A saúde do ecossistema e do homem podem ser inferidos pelo controle da toxicidade de resíduos lançados no meio, demonstrando por meio de testes a probabilidade de toxicidade de uma fonte poluidora. Partindo do pressuposto de que se um agente é tóxico para um ou mais organismos-teste, a chance de ser tóxico para importantes componentes do ecossistema é grande, sendo assim, é capaz de causar impacto ambiental negativo (MAGALHÃES e FERRÃO FILHO, 2008).

Os efeitos da exposição aos contaminantes são determinados por ensaios de ecotoxicidade aguda ou crônica, inferindo efeitos a curto e longo prazo, respectivamente. As respostas rápidas apresentadas pelos organismos são avaliadas por ensaios agudos, representando alterações ocorridas imediatamente após a aplicação do composto no ambiente, como letalidade ou imobilidade dos organismos-teste, com efeitos geralmente se manifestando em um período de 0 a 96 horas. Nos ensaios crônicos a exposição contínua ao agente tóxico, em um longo período de tempo, em doses subletais, é avaliado nos organismos-teste onde observa-se mudanças no metabolismo, crescimento, reprodução, mutações genéticas, morfológicas e também morte dos organismos-teste (BARETTA *et al.*, 2019).

Para uma maior confiabilidade dos testes de toxicidade, a recomendação é utilizar mais de um organismo-teste e de níveis tróficos diferentes, pois cada organismo possui uma sensibilidade diferentes aos compostos e não é sensato inferir os resultados da toxicidade como sendo a mesma de um organismo para outro. Por isso, se diferentes organismos

respondem de maneira parecida aos compostos, então há uma maior segurança dos resultados e resposta abrangente do que está acontecendo no meio analisando (SILVA *et al.*, 2015).

Dentre os organismos aquáticos tradicionalmente utilizados para testes de toxicidade como algas, crustáceos e peixes, as bactérias têm sido utilizadas, pois, necessitam de um tempo menor de exposição e menores volumes de amostras. Dentre estas, as bioluminescentes tem recebido grande atenção devido a rapidez de resposta à exposição. As principais são: *Photobacterium phosphoreum*, *Photobacterium fisheri*, *Spirillum volutans*, *Beneckea harveyii*, e atualmente, a *Vibrio fischeri* tem sido utilizada por sua maior sensibilidade, rapidez, simplicidade e custo relativamente baixo quando comparado a análises químicas (COSTA *et al.*, 2008).

Os resultados dos testes ecotoxicológicos podem servir de subsídio para os tomadores de decisão responsáveis por aplicar políticas públicas no meio ambiente, influenciando em medidas de maior controle ao lançamento de poluentes no ambiente e aumentando o rigor na fiscalização por parte das agências ambientais (SILVA *et al.*, 2015).

3.5.1 Teste com *A. cepa*.

O teste com *A. cepa*, inicialmente introduzido por Levan (1938), vem sendo utilizado e modificado desde então. Fiskesjö (1985), aplicou os estudos de Levan e apresentou o teste com *A. cepa* aplicado ao monitoramento ambiental, podendo ser usado na avaliação de compostos tóxicos presentes no ambiente. O autor destaca que o ensaio é um excelente teste *in vivo*, expondo as raízes ao crescimento direto com a substâncias de interesse, possibilitando a avaliação de possíveis danos ao DNA e podendo ser generalizado para a biodiversidade animal e vegetal.

As vantagens do uso de plantas para testes ecotoxicológicos são muitas, tais como, facilidade para armazenar e manusear, apresentam boas condições cromossômicas na maioria das vezes, é de baixo custo e possuem boa correlação com outros tipos de testes. O teste tem sido recomendado e validado por vários órgãos ambientais internacionais, como o Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente (UNEP), Organização Mundial da Saúde (WHO) e Agência de Proteção Ambiental dos EUA (USEPA) (SRIVASTAVA e MISHRA, 2009).

Entre as plantas usadas em estudos de biomonitoramento, a *A. cepa* tem se destacado, pelas vantagens antes mencionadas, e por apresentar resultados adequados, principalmente em ensaios de aberração cromossômica e testes genéticos (SRIVASTAVA e MISHRA, 2009).

Estudos de toxicidade são cada vez mais presentes no Brasil como o de Beguelli *et al.* (2016), que avaliou a toxicidade das águas de um reservatório em São Paulo e encontrou resultados que indicam a presença de substâncias tóxicas ao longo do reservatório. Observou variação significativa no índice mitótico e de mutagenicidade, indicando efeitos citotóxicos e genotóxicos das águas no teste com *A cepa*, podendo estar relacionado com os usos de ocupação do solo em seu entorno, como urbanização e uso rural múltiplo, com intensiva aplicação de agrotóxicos.

3.5.2 Teste com Microtox®

Microtox® é um ensaio de toxicidade aguda que avalia a inibição bioluminescente da bactéria marinha *Vibrio fischeri*, utilizando-se um fotômetro de precisão. O teste possui múltiplas aplicações e têm sido amplamente utilizado como ferramenta de biomonitoramento toxicológico (JOHNSON, 2005), se tornou a primeira ferramenta de biomonitoramento em microescala na toxicologia ambiental (ZADOROZHNYA *et al.*, 2015). Pode ser aplicado em águas superficiais e subterrâneas, efluentes, extratos aquosos e lixiviados, água do mar e salobra e substâncias diluídas em água (ISO 11348-3/2007). Também é usado para avaliação de material sólido, como solos terrestres, sedimentos no geral, lodos e concentrados de minério (DOE *et al.*, 2005).

A intensidade da luz emitida pela bactéria luminescente, reflete seu estado metabólico, pois a emissão da luz está intimamente relacionada com o seu metabolismo celular. Quando elas são expostas à substâncias tóxicas, a intensidade da luz diminui rapidamente. O teste parte desse princípio, onde é feita a medição da intensidade da luz emitida após ser exposta a amostras e comparando com controles, a inibição então é calculada a fim de quantificar a toxicidade da amostra para as bactérias (MA *et al.*, 2014).

A toxicidade para as bactérias é dependente da estrutura, componentes e características físico-químicas das amostras. A expressão dos resultados do ensaio pode ser feita pelo índice CE50, que é a inibição de 50% da luminescência em um determinado tempo de exposição às concentrações de substâncias tóxicas presentes na amostra. Também pode ser expressa em unidades de toxicidade (UT) e pelo índice de impacto de toxicidade (TII50) (MA *et al.*, 2014).

O teste fornece grande capacidade de amostragem, custo-eficiência e velocidade, usado para detectar uma ampla variedade de contaminantes químicos ambientais (JOHNSON, 2005).

Além disso, não há necessidade de pré-cultivo da biota de teste, pois a medição da emissão de luz começa assim que as bactérias entram na água (ZADOROZHNYA *et al.*, 2015).

Bioensaios combinados com análises químicas são recomendados para avaliação de ambientes, pois apenas um nível trófico pode não apresentar toxicidade, necessitando de mais níveis tróficos para uma análise abrangente (MA *et al.*, 2014).

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 ÁREAS DE ESTUDO E AMOSTRAGEM

As áreas de estudo foram escolhidas levando em consideração: a presença de uma fonte de água em área agrícola; a utilização desta como abastecimento alternativo individual, sem monitoramento pelos órgãos públicos e sem nenhum tipo de tratamento a fins de potabilidade. Três locais com essas características foram selecionados, um em cada estado da região sul do Brasil.

4.1.1 Descrição das áreas de estudo

O local de estudo selecionado no estado do Paraná está localizado no interior do município de Realeza, no sudoeste do estado. A região possui clima Cfa (ALVARES *et al.*, 2013), correspondente a clima subtropical úmido com verão quente, conforme classificação de Köppen. A precipitação média anual é de 2100 mm e a temperatura média anual é 18,5 °C (IAPAR, 2019). A vegetação original é Floresta ombrófila Mista (IBGE, 2004), grupo de Formação Serra Geral e solo classificado pela Embrapa (2008) como Nitossolo vermelho distroférico.

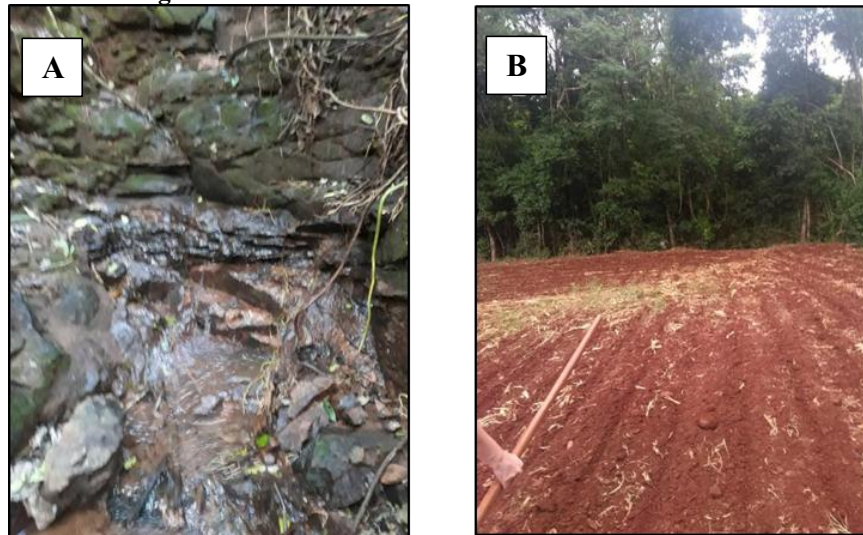
Na propriedade rural, culturas de aveia, feijão, milho e soja são cultivadas. O plantio direto é a forma de manejo do solo na lavoura de influência da fonte de água, e a aplicação de agrotóxicos é feita de forma regular.

A fonte de água deste local, uma nascente, se encontra na coordenada geográfica 25°45'40" S e 53°35'53" W. O núcleo familiar é abastecido por essa nascente que se localiza dentro da propriedade, cerca de 1 km da casa, e sem nenhum tipo de tratamento dessa água. A água emerge da rocha (Figura 3) e logo abaixo foi improvisado um pequeno poço para acúmulo da água, onde os moradores instalaram uma canalização que leva a água até a casa. A nascente possui área de preservação permanente (APP) em seu entorno, como pode ser observada na Figura 6-B, impossibilitando que animais da propriedade cheguem até ela.

A segunda área selecionada está localizada na Microrregião do Extremo Oeste de Santa Catarina, próxima ao município de Dionísio Cerqueira. Possui clima subtropical úmido com verão quente, conforme classificação de Köppen (ALVARES *et al.*, 2013), que abrange os três estados do sul do Brasil. As médias anuais de precipitação e temperatura são de 2208 mm e

18,6 °C, respectivamente (EMBRAPA, 2012). A vegetação nativa é uma Floresta Ombrófila Mista, o relevo suave ondulado, com geologia do grupo de Formação Serra Geral, e o solo é produto da alteração de rochas efusivas, sendo identificado como Latossolo bruno distrófico (IBGE, 2004; EMBRAPA, 2004).

Figura 3 - Nascente localizada na área de estudo do Paraná.



Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: A) Nascente; B) Entrada de acesso à nascente.

Nesta propriedade rural, o plantio direto também é praticado nas culturas de milho, soja e mandioca, fazendo uso de agrotóxicos para o seu cultivo. A fonte de água, também uma nascente, se localiza nas coordenadas geográficas 26°20'10" S e 53°34'52" W. O abastecimento da residência é por meio dessa nascente que se encontra próxima da casa, ficando a água armazenada em um pequeno poço que foi construído (Figura 4-A) e chega até a residência por meio de canalização.

Há algumas árvores próximas da nascente, como pode ser observado na Figura 4-B, mas não na metragem exigida por lei para ser considerada uma APP. Sua localização é no meio da área agrícola, sendo que em um dos lados a lavoura fica a menos de 2 metros da nascente.

A última área selecionada, está no Rio Grande do Sul, na região Noroeste do estado, mais precisamente no município de Bom Progresso. O clima da Região é Subtropical úmido com verão quente (Cfa na classificação de Köppen), a temperatura média anual é de 19,5 °C e precipitação média anual da região é de 1750 mm (ALVARES *et al.*, 2013; EMBRAPA, 2012). A vegetação nativa é de Floresta Estacional Decidual, com relevo suave ondulado e a classificação do solo é Latossolo vermelho distrófico (IBGE, 2004).

Figura 4 - Nascente localizada em Santa Catarina.

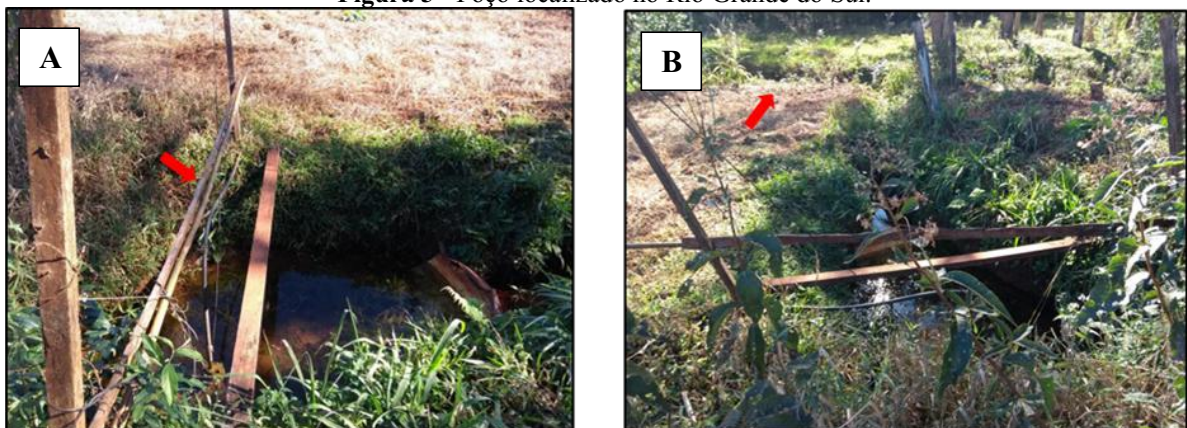


Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: A) Estrutura para acúmulo de água da nascente. B) Vista entorno da nascente.

Na área agrícola o manejo é plantio direto, com cultivo de soja, trigo e aveia, fazendo uso intensivo de agrotóxicos e máquinas agrícolas. Diferente dos locais anteriores, a fonte de água no Rio Grande do Sul é um poço raso (Figura 5-A), localizado ao lado de um riacho (Figura 5-B), com profundidade que atinge a zona saturada do riacho, nas coordenadas geográficas 27°32'36" S e 53°52'48" W. Próximo ao poço há uma residência familiar que utiliza essa água para seu abastecimento, também, sem nenhum tipo de tratamento. Como pode ser observado nas figuras, não há presença de APP na área.

Figura 5 - Poço localizado no Rio Grande do Sul.



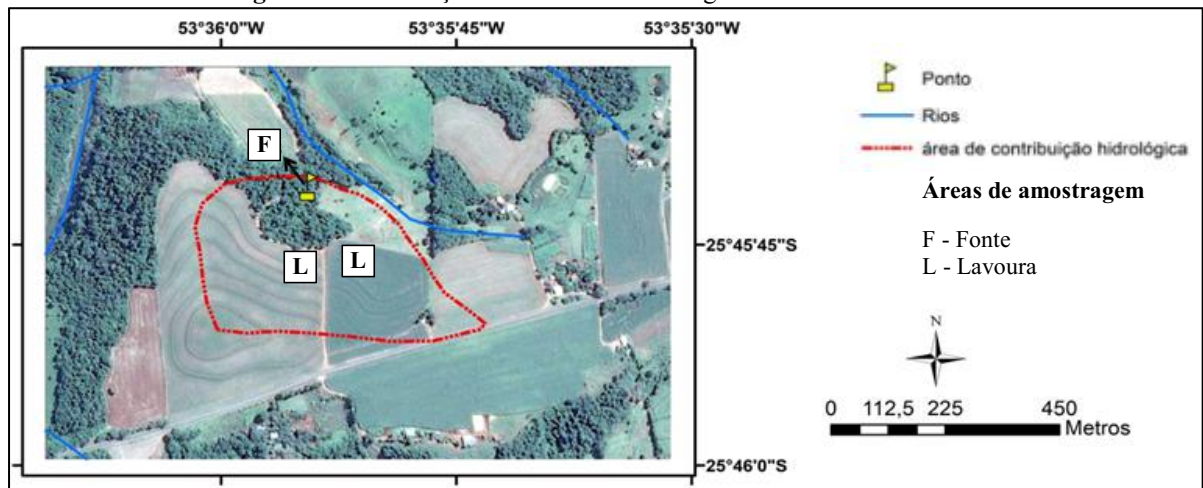
Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: A) Visualização do poço e da canalização (seta vermelha) para sucção da água. B) Visualização do poço e do riacho (seta vermelha) ao fundo.

4.1.2 Amostragem

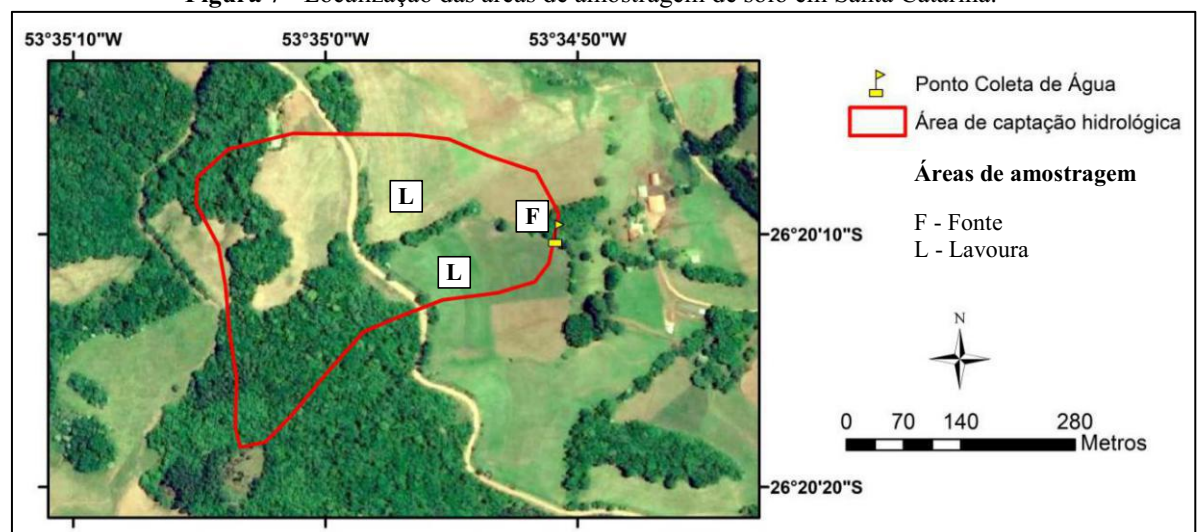
A fim de investigar a influência das áreas agrícolas nas fontes de águas, além da amostragem de água, foram feitas amostragens de solo. Duas áreas foram definidas em cada local de estudo, uma em torno da fonte (F) com limite máximo de 2 metros da fonte de água, e outra dentro da lavoura (L). A delimitação dessas áreas foi feita levando em consideração a área de captação hidrológica, tomando como base a altimetria do local. O levantamento foi feito a partir de dados de altimetria ALOS, com resolução de 12,5 m, e geração de curvas de nível de 1 m, por meio do *Software* Global Mapper 15. A finalização de mapas das áreas foi realizado pelo *Software* ArcGis 10.1, o qual são mostrados nas Figuras 6, 7 e 8.

Figura 6 - Localização das áreas de amostragem de solo no Paraná.



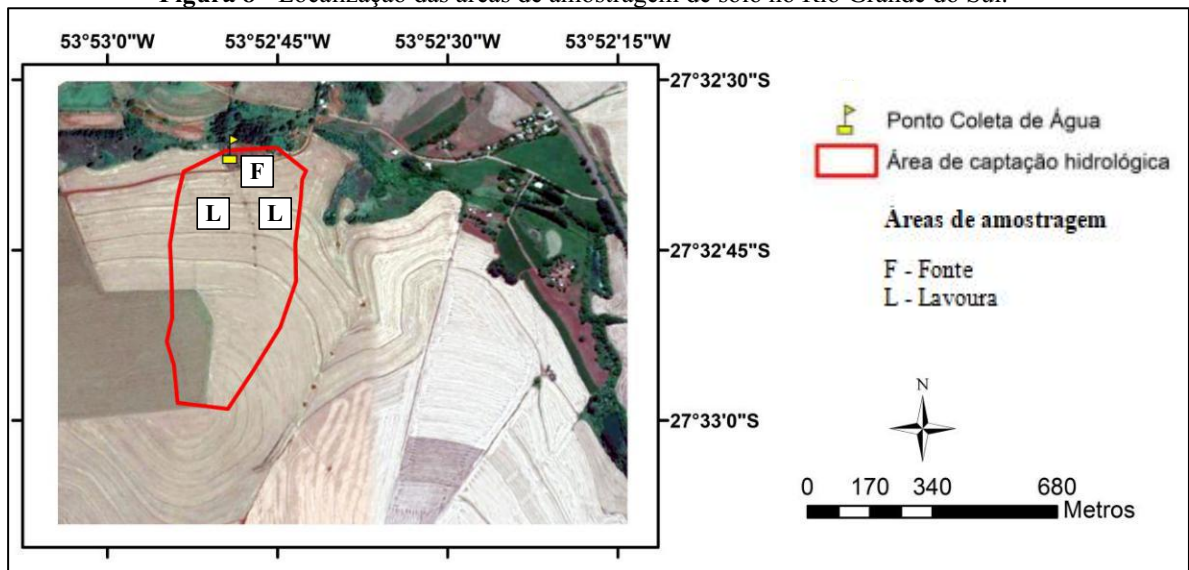
Fonte: Autoria própria (2020).

Figura 7 - Localização das áreas de amostragem de solo em Santa Catarina.



Fonte: Autoria própria (2020).

Figura 8 - Localização das áreas de amostragem de solo no Rio Grande do Sul.



Fonte: Autoria própria (2020).

Depois de definidos e delimitados os locais de estudo e amostragem, a coleta de solo e água foi realizada. As amostras de solos foram coletadas conforme o Manual da Embrapa (2006), em 5 pontos aleatórios dentro da área da fonte e 10 pontos dentro da área da lavoura, com posterior mistura das amostras simples gerando uma amostra para cada área. Para iniciar a coleta, a vegetação morta e superficial do terreno era retirada com auxílio de uma enxada, cuidando para não remover uma camada muito espessa da superfície do solo. A coleta foi feita na profundidade de até 10 cm utilizando-se pá. As amostras dos 5 pontos adjacentes às fontes e dos 10 pontos nas lavouras foram misturadas e homogeneizadas e depois, colocadas em sacolas plásticas e encaminhadas ao laboratório de solos da UTFPR-FB. Um total de cerca de 7 kg de solo era coletado por área, a fim de ter solo suficiente para todas as análises necessárias.

As amostragens de água foram feitas de acordo com as recomendações do *Standard Methods* (APHA, 2012). Garrafas plásticas limpas foram utilizadas para as coletas e encaminhadas o mais rápido possível ao laboratório, onde eram armazenadas na geladeira a 10°C para realizar análises imediatas ou congeladas para serem analisadas posteriormente. Também eram feitas coletas com frascos Winkler, um previamente esterilizado para a realização da análise bacteriológica que era feita no prazo máximo de 24 horas, e outro para a determinação do oxigênio dissolvido.

A periodicidade das coletas foi definida uma por estação do ano, em cada propriedade, a fim de avaliar a variação sazonal. A primeira no inverno de 2018, a segunda na primavera de 2018, a terceira no verão de 2019 e a quarta no outono de 2019.

4.2 ANÁLISES FÍSICAS, QUÍMICAS E MICROBIOLÓGICAS DE SOLO E ÁGUA

4.2.1 Parâmetros físicos e químicos do solo

As análises físico-químicas do solo foram realizadas no Laboratório Solanálise central de análises LTDA, seguindo metodologia da Embrapa (1998). Os parâmetros analisados foram pH (CaCl₂), matéria orgânica (MO), capacidade de troca de cátions (CTC), alumínio (KCl 1,0 mol L⁻¹), soma de bases (SB), saturação por bases (V%) e saturação por alumínio (Sat. Al). Também foram analisados os macronutrientes de fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca), magnésio (Mg) e micronutrientes de cobre (Cu), ferro (Fe), manganês (Mn), zinco (Zn) e análise granulométrica do solo (areia, silte e argila). O extrator Mehlich 1 foi usado para as análises de K, P, Fe, Mn, Cu e Zn e o extrator KCl para Ca, Mg e Al.

Análises físicas de densidade da partícula, densidade do solo e porosidade (direta e indireta) foram determinadas conforme metodologia descrita por Embrapa (2017), e executadas no laboratório de solos da UTFPR/FB. O método utilizado para a densidade da partícula foi o método do balão volumétrico; na densidade do solo utilizou-se o método do cilindro volumétrico; e para a porosidade direta a saturação do solo com água. A amostragem do solo para análise física foi feita com estrutura indeformada, com anéis de aço (Kopecky) de bordas cortantes e volume interno de 50 cm³, com dimensões médias de 39,50 mm de altura e 59,65 mm de diâmetro interno e pesando em média 105,95 g. Foram utilizados no total 5 anéis na área da fonte e 10 na área da lavoura.

4.2.2 Parâmetros físico-químicos e microbiológicos da água

As análises feitas com as águas são: pH, turbidez, nitrogênio total, fósforo total, demanda bioquímica de oxigênio (DBO), demanda química de oxigênio (DQO), oxigênio dissolvido (OD) e análise bacteriológica de água potável com coliformes totais, termotolerantes e *Escherichia coli*. As metodologias utilizadas para as análises são do *Standard Methods* (APHA, 2012).

Fósforo total foi realizado em laboratório privado no LGQ Laboratório. O Nitrogênio total, DBO pelo teste DBO 5 dias e a DQO pelo método colorimétrico foram feitos pelo Laboratório de Qualidade Agroindustrial (LAQUA) da UTFPR/PB.

As demais análises foram feitas nos laboratórios da UTFPR/FB. Utilizando o medidor de pH de bancada para determinar o pH, e a turbidez foi feita pelo método nefelométrico. Para

a determinação da concentração de oxigênio dissolvido, o método utilizado foi o titulométrico, onde, adicionava-se imediatamente sulfato manganoso e azida sódica na água coletada com frasco Winkler, a fim de preservar a amostra até chegar ao laboratório e concluir a análise. O exame bacteriológico tem como base o Método de Fermentação em Tubos Múltiplos que determina o Número Mais Provável (NMP) de coliformes em 100 mL⁻¹ de amostra de água. Por fim, na análise de *Escherichia coli* foi utilizada a técnica de semeadura por estrias em meio de cultura Ágar Eosina Azul de Metileno Levine (Ágar EMB).

4.3 TESTES ECOTOXICOLÓGICOS

Os testes ecotoxicológicos realizados neste estudo, com as amostras de água e solo são: teste de citotoxicidade e mutagenicidade com *A. cepa* e teste de toxicidade aguda com *Vibrio fischeri* pelo sistema Microtox®.

4.3.1 Teste de citotoxicidade e mutagenicidade com *A. cepa*.

4.3.1.1 Solo

As amostras de solo foram secas ao ar e peneiradas com peneira de 2 mm (10 mesh), em seguida, o solo era colocado em estufa a 50°C para garantir a secagem total do solo. Recipientes de 1 L foram utilizados, cada um com 400 g de solo.

Solo artificial foi preparado para servir de controle positivo e negativo, tendo como base a proposta da OECD (1984) de um solo artificial tropical (SAT). Preparado a partir de uma mistura de 70% de areia lavada, seca e peneirada, 20% de caulim em pó e 10% de fibra de coco. O teor de água do solo foi mantido em 45%, introduzindo umidade pela adição de água destilada nos grupos das amostras de solo e no controle negativo. Para o controle positivo, uma solução de paracetamol na concentração de 0,8 g.L⁻¹ foi utilizada, objetivando comparar as diferentes amostras de solos com seus respectivos controles.

A metodologia originalmente introduzida por Levan em 1949 (FISKESJO, 1985) foi a utilizada para a parte experimental, incluindo modificações do trabalho de Verma e Srivastava (2018).

Cebolas saudáveis foram adquiridas em comércio local, selecionadas e seus bulbos limpos colocados para enraizar nos solos controles e tratamento. Preparou-se duas repetições

biológicas com três cebolas em cada recipiente, e para garantir a estabilidade da temperatura para crescimento das raízes, os recipientes foram colocados em estufa BOD a 25°C e mantidos nessa condição por 72 h.

Após três dias, duas raízes de cada cebola foram coletadas e fixadas (3 metanol: 1 ácido acético), sendo mantidas na geladeira com o fixador por pelo menos 24 h. Após, as raízes foram submetidas a reação de Feulgen, onde, as raízes são lavadas com água destilada e sofrem hidrólise com 5 mL de ácido clorídrico 1N a 60°C, por 10 minutos, em estufa a 60°C. Depois de lavadas novamente, as raízes foram coradas com 5 mL de reativo de Schiff, por 45 minutos.

Lâminas foram confeccionadas com a parte mais corada das raízes, contendo as células meristemáticas, sendo maceradas com orceína acética e cobertas com lamínula. As lamínulas foram coladas com esmalte incolor, a fim de garantir maior durabilidade das lâminas, sendo armazenadas na geladeira para posterior análise.

4.3.1.2 Água

Assim como o teste com o solo, a metodologia seguida é a introduzida por Levan em 1949 (FISKESJO, 1985).

Bulbos de cebolas são colocadas para enraizar em água mineral (adquirida em comércio local), à temperatura ambiente, com ventilação e no escuro, durante 4 dias, com troca de água diariamente. Selecionou-se as cebolas com raízes que tiveram um melhor crescimento, sendo cinco cebolas por grupo, um grupo para cada amostra de água (PR, SC e RS), um grupo para o controle negativo (CO-) (com água mineral) e outro para o controle positivo (CO+) (com uma solução de paracetamol - 800 mg.L⁻¹). Selecionadas as raízes, coleta-se duas raízes por cebola no tempo 0 h, para servir de controle do próprio bulbo, que são fixadas (3 metanol: 1 ácido acético). Em seguida, as raízes destes bulbos são colocadas nas amostras das águas a serem avaliadas, permanecendo por 72 h, igualando o tempo de contato das amostras com o teste do solo. Transcorridas as 72 h, duas raízes por bulbo são coletas e fixadas.

A preparação das raízes e das lâminas foi realizada como descrito no item 4.3.1.1.

4.3.2 Sistema Microtox®

Os ensaios ecotoxicológicos com a bactéria luminescente *Vibrio fischeri* foram realizados apenas com as amostras de água, seguindo a metodologia descrita pela ISO 11348-3, que utiliza bactérias liofilizadas. A interpretação dos resultados é com base na concentração efetiva (CE50) após exposição das bactérias por 15 e 30 minutos às amostras a serem testadas. Esses ensaios foram realizados no Laboratório de Estudos do Meio Ambiente (LEMA), no departamento de Engenharia Química da UFSC. O aparelho utilizado foi o Microtox® M500 da Analyser, com bactéria produzida no país (Biolux, da UmWelt).

4.4 ANÁLISE ESTATÍSTICA DOS DADOS

Aplicou-se média e desvio padrão para a análise e discussão dos dados de água. Para melhor discussão dos dados, foram obtidas as precipitações pluviométricas dos locais estudados nas quatro estações do ano. Foi escolhido o período de um mês que antecede cada amostragem, para as quatro estações do ano estudadas. Esses dados foram retirados do site do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET) das estações automáticas mais próximas das áreas de estudo, no Paraná usou-se a de Planalto, em Santa Catarina de Dionísio Cerqueira e no Rio Grande do Sul de Santo Augusto.

O prosseguimento do teste ecotoxicológico com *A. cepa* se dá por meio da análise das lâminas e cálculo dos índices mitótico e mutagênico. As lâminas são analisadas em teste “cego” em microscópio de luz, usando objetiva de 40x. Foram contadas mil células por bulbo, totalizando cinco mil células por grupo em cada tempo amostral da água, e seis mil células por grupo no teste com o solo. Na contagem das células, diferenciou-se as fases do ciclo celular mitótico (intérfase, prófase, metáfase, anáfase e telófase), a fim de determinar a citotoxicidade por meio do cálculo do Índice Mitótico (IM%) (equação 1).

$$IM\% = [(\text{número de células em divisão})/(\text{número total de células analisadas})] \times 100 \quad (1)$$

A mutagenicidade é determinada pelo cálculo do Índice de Mutagenicidade (IMG%) (equação 2). E a classificação das alterações estruturais usadas neste estudo foram: micronúcleo, metáfase desorganizada, metáfase com cromossomo solto, C-metáfase, metáfase sticky, anáfase com cromossomo solto, anáfase desorganizada e anáfase com ponte.

$$\text{IMG\%} = [(\text{número de células alteradas})/(\text{número total de células analisadas})] \times 100 \quad (2)$$

Com os índices gerados no teste ecotoxicológico de *A. cepa* aplicou-se os testes de normalidade Shapiro-Wilk, Anderson - Darling, Kolmogorov - Smirnov e Ryan - Joiner, análise do qq-plot e para a homocedasticidade Levene e Bartlett. A análise de variância (ANOVA) e a análise de comparação de média de Tukey com 5% de significância foram aplicados nos índices mitótico da água e do solo e no índice mutagênico da água, já no do solo o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis foi adotado. O programa estatístico usado foi o *software Action 6.2*.

Foi feita a correlação de Pearson com parâmetros físico-químicos da água das quatro amostragens e com os índices mitóticos (IM%) e mutagênicos (IMG%) após exposição às águas (tempo de 72 horas), e com os índices e dados químicos do solo, divididos por local de estudo (um por estado). A análise foi feita com o *software* estatístico RStudio versão 4.0.3, adotando a representação gráfica de correlograma obtida por meio do pacote “ggcorrplot”. Assumiu-se significância de 5% para os resultados da correlação, obtendo os valores-p por meio das funções *cor.test* (dados de água) e *rcorr* do pacote *Hmisc* (dados de solo).

Os resultados estatísticos do teste com o sistema Microtox com a *Vibrio fischeri* foram obtidos com o programa Microtox OMNI 4.0.

Os dados físico-químicos da água, químicos do solo e os índices mitóticos e mutagênicos do teste com *A. cepa* foram utilizados para fazer análise multivariada. Aplicou-se a análise de componentes principais (*Principal component analysis* - PCA), gerando uma matriz com 24 observações e 24 variáveis, sendo a última uma variável qualitativa com os grupos fonte com APP (PR), fonte (SC e RS) e lavouras (PR, SC e RS). Portanto, as variáveis utilizadas na análise de águas foram: a demanda bioquímica de oxigênio, demanda química de oxigênio, índice mitótico no tempo 72h, índice mutagênico no tempo 72h, nitrogênio da água, oxigênio dissolvido e pH; do solo usou-se o alumínio, cálcio, capacidade de troca de cátions, cobre, ferro, índice mitótico, índice mutagênico, potássio, magnésio, manganês, matéria orgânica, fósforo, pH, soma de bases, zinco e a precipitação pluviométrica. Variáveis da análise de água que possuem muitos zeros ou apresentaram a mesma concentração em todas as amostragens, como turbidez e fósforo, respectivamente, foram desconsideradas para a análise.

E para representar melhor graficamente os pontos de amostragens, foram listados de 1 a 24, separados por local e estação do ano, como está mostrando no Quadro 1.

Quadro 1 - Referência dos pontos para análise das componentes principais

1	PRF1	7	SCF3	13	PRL1	19	SCL3
2	PRF2	8	SCF4	14	PRL2	20	SCL4
3	PRF3	9	RSF1	15	PRL3	21	RSL1
4	PRF4	10	RSF2	16	PRL4	22	RSL2
5	SCF1	11	RSF3	17	SCL1	23	RSL3
6	SCF2	12	RSF4	18	SCL2	24	RSL4

Nota: PR - Paraná; SC - Santa Catarina; RS - Rio Grande do Sul; F - Fonte; L - Lavoura; 1 - Inverno; 2 - Primavera; 3 - Verão; 4 - Outono.

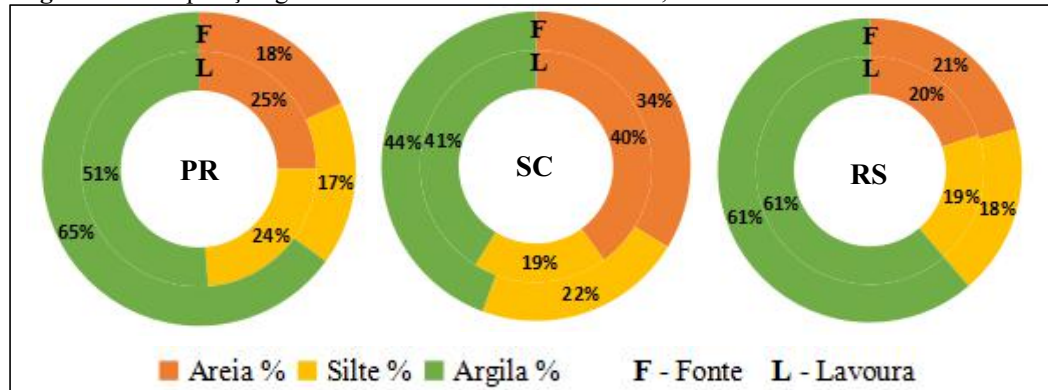
Para realizar esta análise multivariada (PCA) o programa estatístico RStudio versão 4.0.3 também foi utilizado. A fim de minimizar a influência das diferentes unidades de medidas e concentrações dos parâmetros analisados, a padronização dos dados foi feita antes de iniciar a PCA. Para realizar essa padronização a função “scale” do programa estatístico foi usada, que padroniza as variáveis por meio da centralização subtraindo os valores da média de cada coluna da matriz, e essa média é então dividida pelo desvio padrão de sua respectiva coluna. A análise de componentes principais foi feita com o pacote FactoMineR e para criar as representações gráficas de *plot*, *biplot* e *screplot* o pacote Factoextra (ggplot2) foi utilizado. As correlações das variáveis com cada componente principal foram obtidas com a função “dimdesc” do pacote FactoMineR, mostrando as variáveis com 5% de significância. Adotou-se o critério de variância para determinação do número de componentes principais retidas, selecionando as componentes que acumularam mais de 70% da variabilidade total dos dados (LATTIN *et al.*, 2011).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 CARACTERIZAÇÃO DO SOLO

As caracterizações, física e química, dos solos das áreas estudadas são apresentadas a seguir. A Figura 9 apresenta as frações da composição granulométrica (textura) dos solos nas duas áreas de amostragem e em cada um dos três locais analisados. Usando como base o triângulo textural para classificação dos solos por classes de textura (EMBRAPA, 2018), o solo na área da lavoura (L) do local estudado no PR se enquadra na classe de solo muito argiloso e na área da fonte (F), como argiloso. Em SC o solo é argiloso em ambas as áreas, e no RS muito argiloso, também nas duas áreas. A textura interfere em processos importantes do solo, como a quantidade total de espaço poroso e a variação dos espaços existentes entre os agregados. Também, solos com alto teores de argila estes, presentes no estudo, geralmente apresentam uma capacidade maior em reter nutrientes (CTC alta) e podem acumular mais matéria orgânica (MOEBIUS-CLUNE *et al.*, 2016).

Figura 9 - Composição granulométrica dos solos do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul.



Fonte: Autoria própria (2020).

A textura do solo muda muito pouco ao longo do tempo, sendo um índice facilmente reprodutível, já os espaços porosos são fortemente influenciados pelas práticas aplicadas no solo (GHEZZEHEI, 2012; MOEBIUS-CLUNE *et al.*, 2016). Por isso, atributos como a porosidade total e a densidade do solo são importantes para avaliar as condições que o solo se encontra a nível de degradação pelas ações antrópicas.

Começando pela porosidade total (Pt) apresentada na Tabela 1, onde se pode observar os valores de Pt determinadas de forma direta e indireta. Os valores da Pt direta e indireta variaram entre 43 e 67%, onde a maior porosidade (direta) se encontra na área da fonte no PR,

que se localiza dentro da APP. Já as menores médias de porosidades (direta e indireta) se encontram no RS. Observa-se que a Pt nas áreas dentro das lavouras são menores que ao redor da fonte em todos os estados, tanto pela forma direta e indireta de determinação, exceto em SC pela Pt direta, podendo ser um indicativo dos efeitos da agricultura no solo.

Tabela 1 - Porosidades diretas e indiretas na camada 0-20 cm em solos dos estados do Paraná (PR), Santa Catarina (SC) e Rio Grande do Sul (RS), por áreas.

	Paraná		Santa Catarina		Rio Grande do Sul	
	F	L	F	L	F	L
(%)						
Direta	67	59	51	57	54	51
Indireta	58	45	61	51	51	46
Média	62,5	52	56	54	52,5	48,5

Fonte: Autoria própria (2020).

Os resultados da determinação da densidade do solo (Ds) e das partículas (Dp) são necessários para o cálculo da Pt indireta mostrada na Tabela 1, e estão apresentadas na Tabela 2 a seguir. A densidade do solo pode indicar o grau de compactação de um solo, pois a compactação está relacionada ao aumento da densidade do solo, indicando um ambiente onde o crescimento radicular é afetado, a aeração é reduzida e onde ocorrem mudanças no comportamento da água no solo, como a redução da infiltração (BRADY E WEIL, 2012).

Tabela 2 - Densidades dos solos e densidades das partículas nas áreas da fonte e lavoura dos locais estudados nos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul.

	PR		SC		RS	
	F	L	F	L	F	L
(g.cm ⁻³)						
Ds	1,087	1,469	1,136	1,439	1,328	1,510
Dp	2,564	2,666	3,046	2,942	2,715	2,817

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: Ds - densidade do solo; Dp - densidade da partícula; F - fonte; L - Lavoura.

Gubiani *et al.* (2014) estudaram os solos da região de Ijuí no Rio Grande do Sul, local muito próximo do estudado por este trabalho, e definiu o valor de 1,34 g/cm³ como a densidade crítica (ρ_c) para o crescimento de plantas. O local estudado no RS, sendo também um latossolo vermelho, apresentou valores de Ds superiores a ρ_c nas áreas dentro da lavoura. Ainda segundo Gubiani *et al.* (2014), o crescimento radicular pode ou não ser afetado por densidade maiores, menores ou iguais ao ρ_c , pois isso depende das circunstâncias de demanda e oferta hídrica.

Outro estudo feito com latossolo vermelho foi o de Collares *et al.* (2011), onde avaliaram a compactação superficial do solo na região do noroeste do Rio Grande do Sul, a

fim de mensurar os efeitos da ação do tráfego das máquinas agrícolas e o pisoteio animal sobre o solo. Os valores de Ds encontrados variaram de 1,28 a 1,66 g/cm³ (profundidade de 0 a 20 cm) e de Pt entre 47 a 61%, estando dentro desses intervalos os resultados dos mesmos parâmetros para o solo do RS deste estudo.

O solo do PR possui teor de argila similar ao do RS, podendo ser comparado o ρ_c do estudo de Gubiani *et al.* (2014), portanto, a Ds das áreas dentro da lavoura também estão a cima do ρ_c . Já a área em torno da fonte (com APP) está a baixo do ρ_c e possui a menor das densidades encontradas no estudo. Caviglione (2018) também constatou menor Ds em áreas sob mata nativa ao comparar com áreas cultivadas, avaliando diversos locais de solos argilosos e muito argilosos do PR.

Já o solo de SC, sendo um latossolo bruno, possuindo um menor teor de argila, apresentou densidades variando de 1,14 a 1,49 g/cm³, valores superiores aos encontrados por Costa *et al.* (2003) para o mesmo tipo de solo (0,89 a 1,08 g/cm³). Para a porosidade, apenas em uma das áreas a Pt indireta ficou dentro do intervalo encontrado no estudo citado (59 a 64%).

Com a análise física do solo podemos ter uma ideia das condições estruturais do solo entorno das nascentes e dentro das lavouras. Já na Tabela 3, a composição química desses locais pode ser observada. Esses dados servirão de apoio para posterior discussão dos resultados com o teste de toxicidade com *A. cepa* e na análise multivariada.

Tabela 3 - Propriedades químicas dos solos das áreas estudadas, por estação do ano.

Local	Estação do ano	Área	K	Ca	Mg	Al	SB	CTC	H+Al	P	mg/dm ³				pH	M. O. g/dm ³	Al %	V%	
											Cu	Fe	Mn	Zn					
PR	Inv.	F	0,27	12,44	6,13	0	18,84	24,19	5,35	4,13	8,60	118,50	87,50	5	5,30	48,59	0	77,70	
		L	0,37	5,81	1,74	0,04	7,92	14,86	6,95	6,49	11,15	38,15	62,05	3,20	4,85	23,53	0,55	52,05	
	Pri.	F	1,01	17,73	4,19	0	22,93	28,40	5,47	16,43	3,60	21,30	123,90	11,10	5,20	87,08	0	80,74	
		L	0,57	4,77	1,66	0,70	7	15,94	8,95	24,64	12,60	39,30	82,50	5,00	4,50	28,71	11,10	44,95	
	Ver.	F	0,83	11	4,60	0	16,43	19,85	3,42	4,82	1,08	7,64	276,34	4,99	5,60	46,91	0	82,77	
		L	0,46	3,95	1,90	0,24	6,31	11,90	5,59	6,15	5,20	14,93	169,44	3,24	4,55	34,18	3,60	53,18	
	Out.	F	0,61	11,80	4,60	0	17,01	19,75	2,74	2,32	1,73	23,89	269,45	5,64	5,90	42,89	0	86,13	
		L	0,38	4,30	1,90	0,24	6,58	11,44	4,87	7,75	6,68	19,31	233,12	4,24	4,75	25,47	3,81	57,50	
	SC	Inv.	F	0,70	11,33	3,35	0	15,38	22,58	7,20	5,18	10,70	30,30	90,40	8,90	4,90	28,38	0	68,11
			L	0,18	8,29	2,62	1,11	11,08	21,65	10,57	4,09	11,20	38,45	114,05	6,90	4,30	17,85	8,84	51,45
		Pri.	F	1,59	10,83	4,09	0	16,51	24,27	7,76	14,33	8,30	38,80	171,80	17,4	5	44,51	0	68,03
			L	0,28	6,07	2,06	1,61	8,41	21,42	13,02	8,55	13	42,05	166,70	8,10	4,15	21,18	17,42	39,92
Ver.		F	1,21	11,80	3,30	0	16,31	21,66	5,35	11,39	2,44	17,48	280,65	7,50	5,10	42,89	0	75,30	
		L	0,73	9,40	4,55	0,86	14,18	23,67	9,49	6,19	4,95	34,27	277,67	5,19	4,50	42,89	5,75	61,24	
Out.		F	1,35	11,80	4,60	0	17,75	22,36	4,61	17,40	2,51	58,44	281,18	5,20	5,30	45,57	0	79,38	
		L	0,29	6,25	4,40	1,45	10,94	21,15	10,21	4,45	5,60	38,95	275,88	5,55	4,25	51,60	10,99	52,79	
RS		Inv.	F	0,24	3,06	0,57	1,59	3,87	16,94	13,10	2,40	24,2	239	107,40	6,70	3,90	26,45	29,12	22,25
			L	0,93	6,30	2,67	0,53	9,90	19,41	9,51	42,34	8,10	31,55	206,35	3,25	4,50	31,61	5,05	51,39
		Pri.	F	0,34	4,47	1,64	0,36	6,45	16,15	9,70	3,98	19,9	170	68,8	6,20	4,50	29,67	5,29	39,94
			L	0,51	5,89	2,37	0,22	8,77	17,60	8,83	26,29	14,70	76,15	79,75	5,05	4,75	18,25	2,96	49,67
	Ver.	F	0,22	2,80	1,30	0,88	4,32	12,08	7,76	0,97	11,29	238,91	206,28	3,03	4,10	37,53	16,92	35,76	
		L	0,81	5,30	3,80	0,12	9,91	15,10	5,19	37,09	2,71	13,67	217,84	1,32	4,95	34,85	1,44	65,09	
	Out.	F	0,41	4,70	2,40	0,24	7,51	13,72	6,21	6,34	3,28	14,01	155,44	1,86	4,50	36,19	3,10	54,74	
		L	0,19	6,30	3,00	0,00	9,49	13,78	4,29	17,15	2,66	8,26	155,72	0,66	5,05	32,84	0,00	68,89	

Nota: PR - Paraná; SC - Santa Catarina; RS - Rio Grande do Sul; F - Fonte; L - Lavoura; Al - Alumínio; Al% - Saturação de alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; Fe - Ferro; H + Al - Acidez potencial; K - Potássio; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; SB - Soma de Bases; P - Fósforo; pH - pH CaCl₂; V% - Saturação de bases; Zn - Zinco.

5.2 ANÁLISES FÍSICO-QUÍMICAS DA ÁGUA

Na Figura 10 pode-se observar as concentrações da Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO) e Oxigênio Dissolvido (OD) das amostras de água das fontes dos três locais analisados (Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul), nas quatro estações do ano.

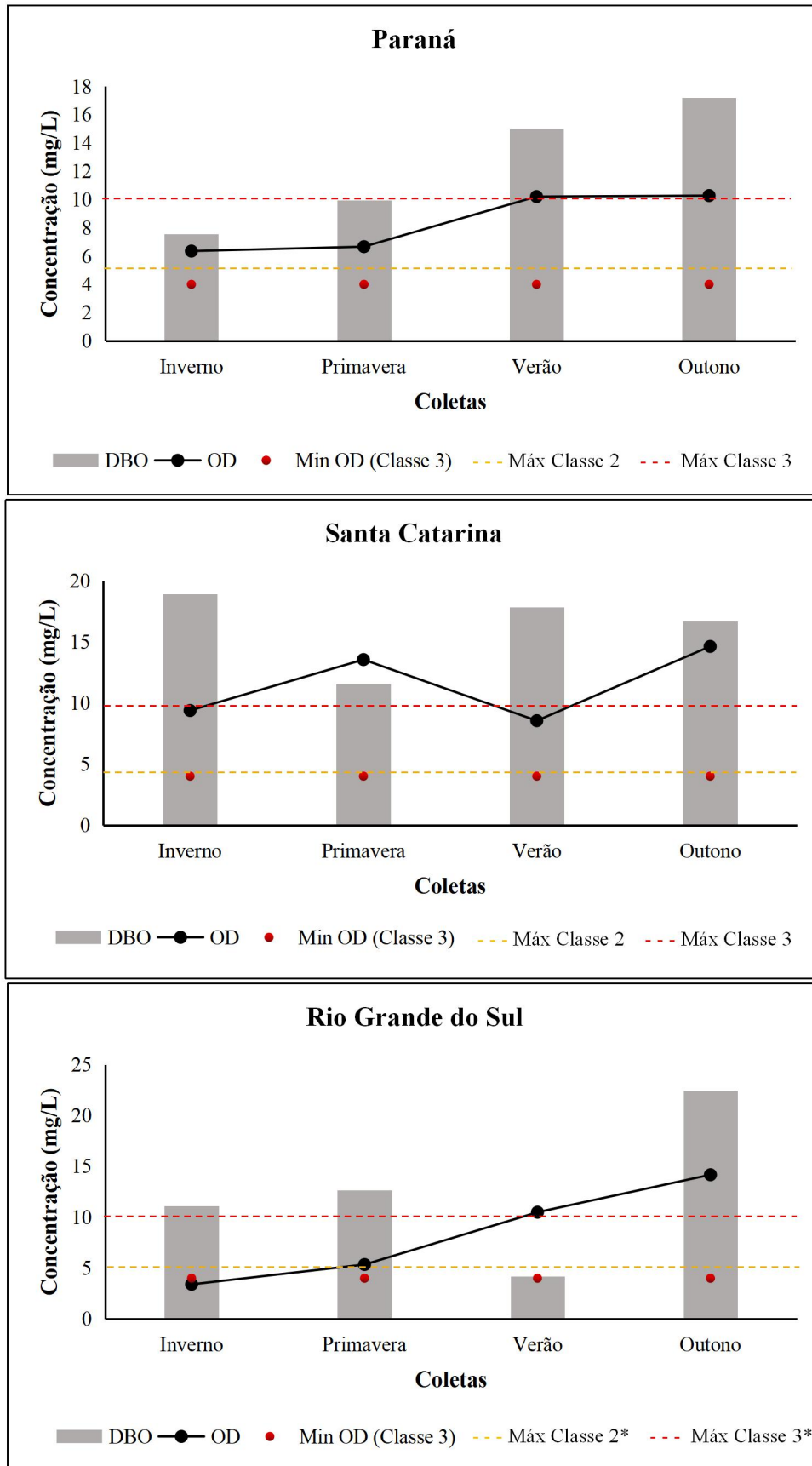
As concentrações de DBO no PR sofreram um aumento gradual, com 7,57 mg/L no inverno e chegando a 17,19 mg/L no outono. Já em SC a mínima foi maior na primavera, com 11,53 mg/L e a máxima ficando também em torno de 17 mg/L (17,86) no verão. RS variou mais, com concentração chegando a 22,48 mg/L no outono e possui a menor mínima entre os três estados, no valor de 4,17 mg/L no verão.

Segundo a Funasa (2014), a concentração de DBO em ambientes naturais não poluídos é baixa, na faixa de 1 a 10 mg/L, podendo ser superior a isso os corpos d'água sujeitos a poluição orgânica, como esgotos domésticos ou criatórios de animais. As águas analisadas nos três estados deste presente trabalho, apenas 3 das 12 amostras estão dentro dessa faixa, as da coleta do inverno e primavera do PR (7,57 e 9,94 mg/L) e a do verão no RS (4,17 mg/L).

No PR a concentração de OD se manteve em torno de 6 mg/L no inverno e primavera, e em torno de 10 mg/L no verão e outono, em SC foram maiores, chegando ao limite de saturação na primavera e outono (13,54 e 14,62 mg/L). O RS possui as menores concentrações apresentadas no inverno (3,40 mg/L) e na primavera (5,35 mg/L), aumentando no verão (10,49 mg/L) e chegando a saturação no outono (14,62 mg/L).

A solubilidade do oxigênio diminui conforme aumenta a temperatura, sendo que a concentração máxima de saturação a 0°C é de 14,62 mg/L (DARWICH *et al.* 2005). As condições de saturação máxima observadas em algumas amostragens podem ocorrer mesmo não estando na temperatura ideal para a ocorrência, assim como diminuição nos teores de OD. Pois segundo Libânio (2010) as concentrações de OD podem variar naturalmente em um curso de água, podendo favorecer o aporte de oxigênio da atmosfera se a velocidade da água do curso hídrico for elevada, chegando até a superar a saturação em dias onde a atividade fotossintética das algas e plantas aquáticas é intensa. Já a redução de OD pode ocorrer devido a ações antrópicas, como lançamento de efluentes, ou naturais, especialmente pela degradação da matéria orgânica naturalmente presente no meio.

Figura 10 - Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO) e Oxigênio Dissolvido (OD) das amostras de águas, por estação do ano e local de coleta.



Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: * Classes segundo o enquadramento da Resolução 357/2005.

Ainda na Figura 10, podemos observar as linhas tracejadas expondo os limites máximos de DBO e pontos vermelhos o mínimo de OD, o qual são usados como critérios de enquadramento de cursos hídricos na Resolução 357/2005. A resolução auxilia na avaliação e evolução da qualidade da água, e como objeto de gestão, o estabelecimento de uma classe para o corpo hídrico é essencial. Das cinco classes de uso (especial, 1, 2, 3 e 4), será estabelecida a comparação dos limites máximos para águas até a classe 3, sendo esta a última classe permitida para abastecimento humano, depois de passar por tratamento convencional (Resolução 357/2005).

Pelas concentrações de DBO, o PR se enquadra em classe III no inverno e primavera, já no verão e outono as concentração ultrapassam o limite dessa classe e atingem classe IV e se torna proibida para abastecimento humano. Já em relação a OD, pode-se observar na Figura 10 que a concentração é superior ao limite mínimo para a pior classe de uso permitida para abastecimento humano. Em SC as concentrações são superiores a 11 mg/L, excedendo o limite máximo da classe III em relação a DBO, e quanto a OD, as concentrações mostram serem de classe I, ou seja, maiores que 6 mg/L. No RS, em três das estações estudadas a DBO é superior ao limite da classe III e no inverno não ultrapassa o limite da classe II, quanto a OD não alcançou o mínimo para a classe III no inverno e na primavera se enquadrou na classe II, no verão e outono as foram altas suficientes para classe I.

A Tabela 4 mostra a Demanda Química de Oxigênio (DQO) para os três estados, separados pelas estações do ano. Mostrando que nas estações do inverno e primavera as concentrações de DQO foram expressivamente menores que no verão e outono.

Tabela 4 - Demanda Química de Oxigênio (DQO) das amostras de águas, por estação do ano e local de coleta.

	PR	SC	RS
	mg/L		
Inverno	11,16	18,9	11,1
Primavera	6,47	10,64	11,68
Verão	60,8	42,19	70,11
Outono	63,91	29,78	54,6

Fonte: Autoria própria (2020).

Os valores de DQO geralmente são maior que a DBO, pois corresponde a presença de matéria orgânica oxidada por agente químico e não apenas biologicamente como na DBO. Indicando portanto, principalmente a presença de compostos de origem industrial em casos onde ocorre a elevação da concentração num corpo d'água (DERISIO, 2017). Frente a isso, podemos concluir que possivelmente nas estações do verão e outono o aumento da DQO é

resultante da presença de compostos químicos, provavelmente usados nas lavouras em torno das fontes.

Ribeiro *et al.* (2014) avaliou a influência do uso do solo na qualidade da água superficial de uma microbacia do rio Campestre em Colombo/PR, onde há produção intensiva de vegetais praticada por pequenos produtores. Os autores fizeram amostragens durante o verão e o inverno, objetivando a variação em dois períodos pluviométricos distintos, constatando valores de DBO e DQO inferiores aos encontrados nos três estados estudados neste trabalho, com concentrações médias de 0,78 e 1,11 mg/L de DBO e 9,37 e 8,94 mg/L de DQO.

As concentrações de DBO que Düsman *et al.* (2014) amostrou no rio Quatorze em Francisco Beltrão/PR, em região da zona rural, também foram inferiores (5 a 5,9 mg/L) aos encontrados nos estados do sul neste estudo, em todas as estações, exceto no verão do RS (4,17 mg/L). Já a DQO a maioria dos valores dos autores foram próximos (10,40; 40,20; e 60,90 mg/L), exceto em um dos pontos onde a concentração foi muito superior (123,10 mg/L), como pode ser observado na Tabela 4.

Na Tabela 5 é possível visualizar as concentrações de pH, Turbidez, Nitrogênio e Fósforo, em todas as estações e estados estudados. Quanto ao pH, a média no PR foi de 6,13, em SC 5,97 e no RS 5,68, com a maior variação entre as estações do ano no PR. E a fim de potabilidade, esse parâmetro deve estar entre 6,0 e 9,5 (Portaria nº 5/2017), estando em todos os estados, em todas (RS) ou em pelo menos uma estação do ano, abaixo do intervalo instituído. Os valores mais baixos de pH são encontrados na água do RS, chegando a 5,32 na primavera.

Águas naturais superficiais possuem um pH variando entre 6,0 e 8,5, valores dentro dessa faixa é adequado para a vida aquática (LIBÂNIO, 2010). Porém, na maioria das águas naturais o pH é influenciado pela concentração de íons H formados da dissociação do ácido carbônico, resultando em valores baixos de pH, e de reações de íons carbonato e bicarbonato com a molécula da água, elevando os valores para a faixa alcalina (ESTEVES, 1998). A decomposição da matéria orgânica também pode reduzir o pH, devido a presença de gás sulfídrico no processo. Além das causas naturais da redução do pH, temos fatores antropogênicos como despejos industriais, indicado por valores de pH < 4,5 ocorrendo acidez por ácidos minerais fortes (FUNASA, 2014).

Legalmente (Portaria nº 5/2017), a turbidez não deve ultrapassar 5 uT (FTU), os valores obtidos com as amostragens mostram concentrações de turbidez de 0 FTU em todas as estações do ano analisadas, para todos os estados, exceto no inverno e verão em SC. Na

amostragem do verão a turbidez não ultrapassa o limite estabelecido por lei, ao contrário do inverno, onde obteve-se o valor de 44,01 FTU. Porém, essa alta turbidez se explica pelo fato de ter ocorrido uma chuva momentos antes da coleta, que acabou carreando solo para a água por meio do escoamento superficial, já que esse parâmetro é dependente de partículas em suspensão, devido a presença de algas, detritos orgânicos e outras substâncias como zinco, ferro, manganês e areia, ou também resultantes do processo natural de erosão do solo ou dejetos domésticos e industriais (FUNASA, 2014).

Tabela 5 - Concentrações de pH, turbidez, nitrogênio total e fósforo total nas quatro estações do ano, na água do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, com as respectivas médias e desvio padrão.

	Estação do ano	pH	Turbidez (FTU)	Nitrogênio (mg/L)	Fósforo (mg/L)
Paraná	Inverno	6,8	0	<0,53	<0,11
	Primavera	5,86	0	<0,53	<0,11
	Verão	6,09	0	3	<0,11
	Outono	5,78	0	1,8	<0,11
	Média	6,13	0	1,47	0,11
	DP	0,46	0	1,03	0
Santa Catarina	Inverno	5,68	44,01	<0,53	<0,11
	Primavera	6,5	0	<0,53	<0,11
	Verão	5,91	0,73	1,2	<0,11
	Outono	5,77	0	1,2	<0,11
	Média	5,97	11,18	0,86	0,11
	DP	0,37	21,89	0,39	0
Rio G. do Sul	Inverno	5,51	0	<0,53	<0,11
	Primavera	5,32	0	<0,53	<0,11
	Verão	5,85	0	10,79	<0,11
	Outono	5,79	0	1,2	<0,11
	Média	5,62	0	3,26	0,11
	DP	0,25	0	5,03	0
Limites pela CONAMA N° 357/2005 *		6 a 9 (1 a 3)	40 (1) 100 (2 e 3)	2,18 (1 e 2)	0,1 (1 e 2)

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: * Classes de qualidade das águas doces conforme Resolução n° 357/2005 do CONAMA. 1 (Classe 1), 2 (Classe 2), 3 (Classe 3).

Os níveis de nitrogênio total encontrados são menores que 0,53 mg/L nas duas primeiras estações analisadas (inverno e primavera) e em todos os locais de amostragem, no verão e outono os níveis aumentaram, chegando a 3 mg/L no verão do PR, 1,2 mg/L igualmente nas duas estações de SC e no RS teve a maior variação, atingindo 10,79 mg/L no

verão. A alta concentração no verão pode ter ocorrido pela aplicação de fertilizantes na lavoura, pois nesta mesma estação foi constatado aumento de P no solo do RS.

O fósforo total apresentou concentrações menores que 0,11 mg/L em todas as estações e em todos os estados. A presença de nitrogênio e fósforo nos rios, indica a contaminação por esgotos domésticos, industriais, excrementos de animais e agrotóxicos, podendo influenciar no processo de eutrofização das águas (VON SPERLING, 2014).

Simedo *et al.* (2018) monitorou durante um ano as nascentes de uma pequena bacia no intuito de compreender os efeitos do uso da terra em áreas agrícolas. Obteve médias de N entre 0,63 e 0,79 mg/L, valores inferiores a pelo menos metade dos encontrados nos três estados deste presente estudo. Os teores médios de fósforo também foram bem baixos, em torno de 0,03 mg/L. Porém, foi considerado um ambiente lântico nas nascentes analisadas por Simedo *et al.* (2018), onde os limites são bem inferiores aos lóticos, concluindo assim, que as concentrações de N e P estão a cima dos limites estabelecidos pela Resolução 357/2005.

No estudo de Ribeiro *et al.* (2014) em uma bacia hidrográfica com intensa atividade agrícola as concentrações médias de nitrogênio foram maiores que as amostradas nos estados do sul do Brasil, obtendo 7,69 mg/L no verão e 4,46 mg/L no inverno, exceto no verão do RS que a concentração foi superior à dos autores (10,79 mg/L).

Na portaria de consolidação do ministério da saúde (Portaria nº 5/2017) não constam valores máximos para nitrogênio total e fósforo total na listagem de substâncias químicas que representam risco à saúde humana. Já na Resolução 357/2005, a concentração de nitrogênio total não deve ultrapassa 2,18 mg/L para ambientes lóticos (águas doces classe 1 e 2 com N como fator limitante para eutrofização) estando dentro do limite máximo para as classes mais restritivas (classe 1 e 2) as amostras do PR, SC e três do RS, exceto a do verão onde a concentração foi superior. Para o fósforo total, o máximo permitido para as classes 1 e 2 é 0,1 mg/L, estando todas as amostras, em todos os locais e estações, dentro do enquadramento para essas classes.

Na Tabela 6 é possível observar o resultado da análise bacteriológica das águas dos três estados, a fim de investigar a potabilidade dessas águas que estão sendo utilizadas como fonte de abastecimento unifamiliar.

Nas águas de todos os estados houve presença de coliformes totais, com contagem de ≥ 23 NMP/100mL, exceto no outono no RS (5,1 NMP/100mL). Dentro do grande grupo dos coliformes, temos os termotolerantes, que testaram positivo em todas as amostragens de todos os estados, exceto no outono no RS, na grandeza de ≥ 23 NMP/100mL em praticamente todas as amostragens. Já o *Escherichia coli* testou positivo nos estados do PR e SC, indicando

contaminação de origem fecal nas águas destas nascentes. Embora o isolamento do *E. coli* tenha sido realizado apenas na última coleta, Horan (2003) salienta que mais de 95% dos coliformes termotolerantes excretados pelos humanos e animais são *E. coli*, indicando assim, a possibilidade da presença desse tipo de bactéria nas amostras restantes.

Tabela 6 - Resultados das análises de coliformes totais e termotolerantes das amostras de água do PR, RS e SC, no inverno e primavera.

Estação do ano	Coliformes	PR	SC	RS
		NMP/100mL		
Inverno	Totais	>23	>23	>23
	Termotolerantes	6,9	>23	>23
Primavera	Totais	>23	>23	>23
	Termotolerantes	12	23	23
Verão	Totais	>23	>23	23
	Termotolerantes	>23	16,1	1,1
Outono	Totais	>23	>23	5,1
	Termotolerantes	>23	16,1	0
	<i>E. Coli</i>	+	+	-

Fonte: Autoria própria (2020).

O grupo *E. coli* é indicativo de contaminação fecal, pois se desenvolve exclusivamente na flora intestinal de animais de sangue quente. Águas sem tratamento adequado, especialmente a desinfecção, são vias de transmissão de doenças provocadas por patógenos (JORDÃO e PESSÔA, 2014). Por esses motivos, é estabelecido em lei (Portaria nº 5/2017) a obrigatoriedade de no mínimo a desinfecção para águas de consumo humano, garantindo a ausência de *E. coli* em 100 mL de água. Sendo assim, pela Portaria nº 5/2017, em seu anexo 1 do anexo XX, as águas analisadas no outono nos estados do PR e SC encontram-se impróprias para consumo humano, por testarem positivo para *E. coli*, se tornando preocupante para as famílias que utilizam essas águas para o seu abastecimento.

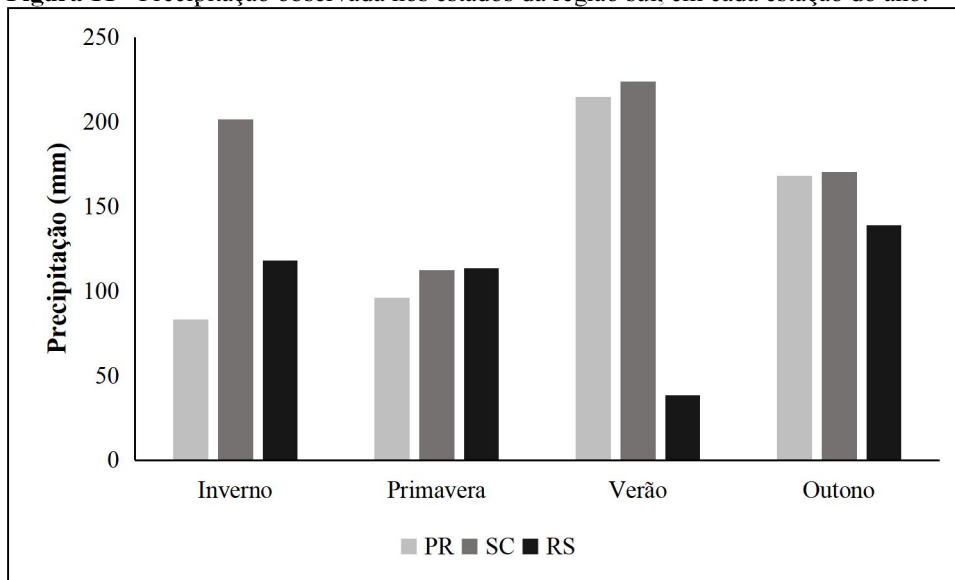
Mesmo a fonte do PR sendo dentro de uma APP com difícil acesso, foi positivo para *E. coli*, indicando que há a contaminação de fezes de animais de sangue quente que vivem na mata, já que é muito difícil a contaminação ter ocorrido por esgoto, visto que a residência familiar se encontra a jusante da fonte. Em SC pode ser devido a presença de animais de criação para a produção de leite da família, que transitam a cima e próximo da nascente.

Daneluz e Tessaro (2015) analisaram águas de nascentes e poços rasos em propriedades rurais da região sudoeste do PR, águas também utilizadas para abastecimento humano e sem tratamento prévio. Constaram que das 45 nascentes analisadas, apenas 7

apresentaram ausência de *E. coli*, enquanto que nos poços rasos foi menor a contaminação, com ausência de *E. coli* em 19 das 45 amostras analisadas, afirmando assim a baixa qualidade higiênico-sanitária das águas. Em estudo feito por Simão *et al.* (2020) em águas de nascentes em comunidades rurais do sul de SC, também se mostraram impróprias para consumo, pois constataram presença de coliformes termotolerantes em 90% das amostras. Bisognin *et al.* (2017) mostra que o mesmo aconteceu com as águas das nascentes de uma cidade da região noroeste do RS, o qual nas 4 amostragens feitas em diferentes períodos do ano, houve presença de *E. coli* nas cinco nascentes analisadas, destacando a possível fonte de contaminação como sendo as atividades agropecuárias praticadas na região, principalmente criação de suínos e bovinos.

A seguir está apresentada na Figura 11 a precipitação pluviométrica observada no período que antecede cada amostragem, nas quatro estações observadas. Ao observar o gráfico de precipitação, nota-se que na primavera e no outono as chuvas são muito semelhantes nos três estados, já no inverno e verão apresentou variações. No geral no RS choveu menos, seguido do PR e SC.

Figura 11 - Precipitação observada nos estados da região sul, em cada estação do ano.



Fonte: Dados históricos obtidos no site do INMET (2020).

A sazonalidade interfere na concentração de poluentes encontrados nas águas superficiais. Alguns poluentes se apresentam mais elevados nas estações chuvosas, isso acontece principalmente devido à ação do escoamento superficial das áreas agrícolas e de pastagens durante eventos de precipitação. Em contraste com a estação da seca, os rios são abastecidos pelo escoamento subsuperficial, diminuindo a quantidade de sólidos carreados e

como consequência redução de poluentes que entram nos cursos hídricos (ANDRIETTI *et al.*, 2016).

No PR as estações menos chuvosas (inverno e primavera) apresentaram as menores concentrações de DBO, DQO e N, ao contrário das estações que choveram mais (verão e outono) onde os valores são mais elevados. O mesmo foi observado em SC, onde a menor precipitação foi na primavera e nesta estação se encontram os menores valores desses mesmo parâmetro. Altos valores dos parâmetros N, pH e turbidez foram observadas por Ribeiro *et al.* (2014) na estação chuvosa (verão), também é a estação em que o cultivo agrícola é mais acentuado e com isso o uso de fertilizantes minerais e compostos orgânicos são maiores.

No RS foi observado o contrário, no verão a precipitação foi a menor entre as quatro estações do ano, com a maior concentração de DQO e N dentre todas as amostras analisadas no estudo. Como já foi constatado na análise química do solo, as altas concentrações de P no solo podem indicar o uso de fertilizantes neste período, se confirmando com a alta concentração de N na água. Possivelmente a baixa precipitação pluviométrica e o aumento do uso de fertilizantes causou a concentração de compostos no meio.

5.3 TESTE DE CITOTOXICIDADE E MUTAGENICIDADE COM *A. cepa*

5.3.1 Teste com as amostras de solo nas quatro estações do ano

Os dados usados para os cálculos dos índices mitóticos (IM%) e índices mutagênicos (IMG%) do teste com *A. Cepa* em amostras de solo se encontram agrupados em tabelas no apêndice A, divididas por estação do ano.

A investigação dos efeitos citotóxicos para os solos das três áreas de estudo (PR, SC e RS), nas quatro estações do ano analisadas, são apresentados na Tabela 7, mostrando os índices mitóticos (IM%) por áreas e em cada estado, e os controles negativo e positivo de cada respectiva amostragem.

Na comparação das médias dos diferentes grupos na mesma estação, o teste de Tukey ($p < 0,05$) mostrou diferença estatística significativa entre o controle negativo (CO-) e a área da fonte do PR no inverno, e CO- com a área da fonte de SC no verão. Mostrando que os solos desses locais são citotóxicos para as células da raiz de *A. cepa*. Os demais solos não apresentaram diferença estatística com o seu respectivo CO-, assim como dentro dos grupos

de cada estado, exceto no grupo de SC no verão onde a fonte também diferiu com a área da lavoura.

Tabela 7 - Índice mitótico médio (IM) para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de solo de lavoura e da fonte dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano.

Grupos		IM (%)			
		Inverno	Primavera	Verão	Outono
CO+		0,62bA	0,62aA	0,62cA	0,62bA
CO-		4,92aA	4,47aA	5,75aA	3,92abA
Paraná	Fonte	0,33bC	1,25aBC	5,06abAB	5,53aA
	Lavoura	3,78abABC	3,67aABC	4,87abA	4,85aA
Santa Catarina	Fonte	4,14abAB	2,68aAB	2,10bcB	5,7aA
	Lavoura	3,13abAB	3,01aAB	5,21aA	4,01aAB
Rio Grande do Sul	Fonte	3,63abA	2,8aA	6,22aA	4,98aA
	Lavoura	3,64abA	3,62aA	5,03abA	3,88aA

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: Médias seguidas pela mesma letra *minúscula* não diferem entre si na comparação dos diferentes grupos na mesma estação e, médias seguidas pela mesma letra *maiúscula* não diferem entre si na comparação de cada grupo nas diferentes estações do ano, pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

A área F no PR é a única das três estudadas que possui área de preservação permanente (APP) ao redor da nascente, apresentando, na maioria dos atributos e amostragens, as maiores concentrações de macro e micronutrientes (Tabela 3) se comparado com a área da lavoura neste mesmo local, e de matéria orgânica entre as demais áreas dos outros estados. A condição de toxicidade desta área é preocupante por se tratar de uma área de mata nativa, podendo ser de origem natural devido aos atributos de formação do solo ou pode estar sendo influenciada pela atividade agrícola desenvolvida na área.

As Figuras 12, 13 e 14 mostram as correlações das propriedades químicas dos solos (Tabela 3), juntamente com as precipitações pluviométricas observadas, em relação aos índices mitóticos e mutagênicos após exposição aos solos. A representação gráfica por meio de correlograma mostra que na área de estudo do PR (Figura 12) o elemento Fe apresentou a correlação negativa mais forte (-0,74) e a única significativa ($p < 0,05$) (Tabela 1, Apêndice D) com o índice mitótico, indicando que em concentrações altas de Fe é observada a redução do índice mitótico.

Características do solo de sua formação original, como por exemplo altos teores de óxidos de ferro (Fe) característico dos solos tropicais brasileiros (MEURER *et al.*, 2017), podem se apresentar em concentrações suficientemente altas para causar toxicidade. O Fe desta área (PR-Fonte) na estação do inverno possui a mais alta concentração entre as amostras do PR em todas as amostragens, e quando em concentração elevada nos solos ácidos, resultam em escassez induzida de Ca, P, K e Mg nas plantas (ZAID *et al.*, 2020). Ao exemplo do P, quando em baixo teor no solo, causa inibição do crescimento radicular, já que esse macronutriente é essencial para o desenvolvimento das raízes (FAGERIA e MOREIRA, 2011). Nas células, o P é um elemento que faz parte da estrutura dos ácidos nucleicos, desempenha papel fundamental na transferência de energia (compõe a ATP), também está associado a processos como a fotossíntese, respiração e divisão celular (HAWKESFORD *et al.*, 2012).

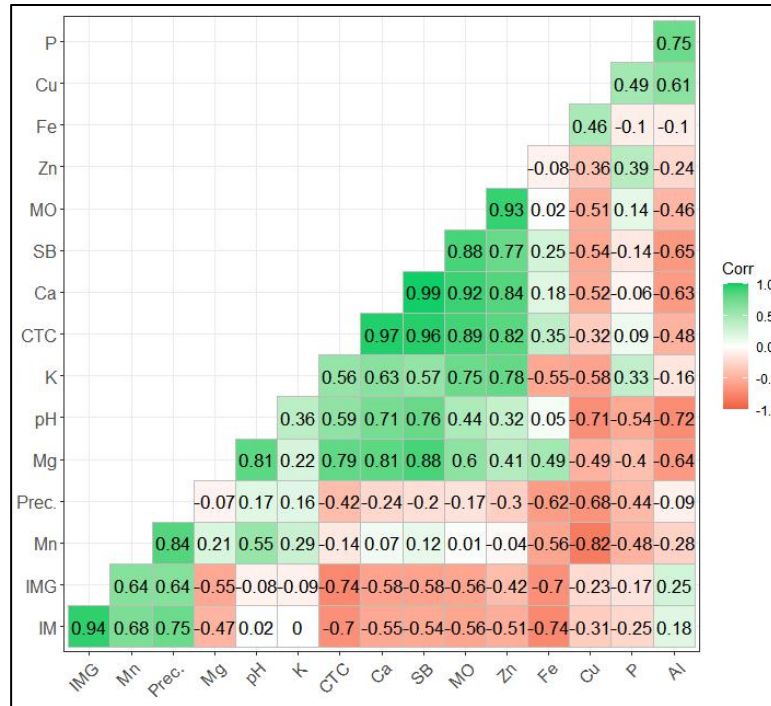
A toxicidade observada no solo SC-Fonte, amostrado no verão, não pôde ser explicada observando os dados químicos do solo, podendo haver a possibilidade da presença de compostos ou formas químicas de elementos não analisados que possam estar influenciando na condição tóxica desta amostra.

Frente a isso, ao analisar a precipitação que ocorreu no período em que a amostragem foi feita, observa-se na Figura 11 que, no verão ocorreu a maior precipitação entre as estações do ano para esse estado. O transporte de substâncias para as áreas mais baixas do terreno mediante escoamento superficial são influenciadas, segundo Klein e Agne (2012), por fatores como a taxa de infiltração de água no solo juntamente com a intensidade e duração da chuva, a topográfica, a rugosidade do solo e a cobertura vegetal. Embora o solo apresentasse plantas de cobertura no momento da amostragem, houve alta precipitação no período, podendo ter ocorrido lixiviação e carreamento de compostos usados na preparação do solo para o próximo cultivo.

Também, ao comparar as médias de cada grupo nas diferentes estações do ano, essas mesmas áreas das fontes mostraram diferenças estatísticas, PR-Fonte no inverno diferente do verão e outono, e SC-Fonte no verão diferente do outono. O regime de chuvas (Figura 11) no PR mostram inverno e primavera com as menores precipitações e, verão e outono com as maiores, acompanhando esse padrão os valores dos IM% para as mesmas estações.

Embora na primavera não tenha havido nenhuma diferença estatística significativa que indiquem citotoxicidade, todos os solos tiveram o IM% reduzido entre os grupos dessa estação, assim como na estação do inverno.

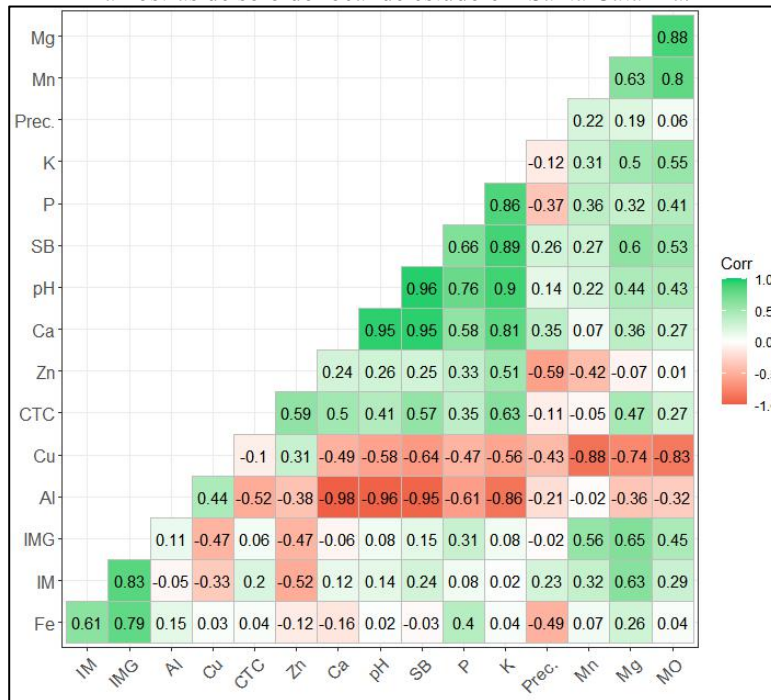
Figura 12 - Correlograma dos atributos químicos x índices mitótico e mutagênico do teste com *A. cepa* das amostras de solo do local de estudo do Paraná.



Fonte: Autoria própria (2020)

Nota: Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; Fe - Ferro; IM - Índice mitótico; IMG - Índice mutagênico; K - Potássio; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; P - Fósforo; pH - pH CaCl₂; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco.

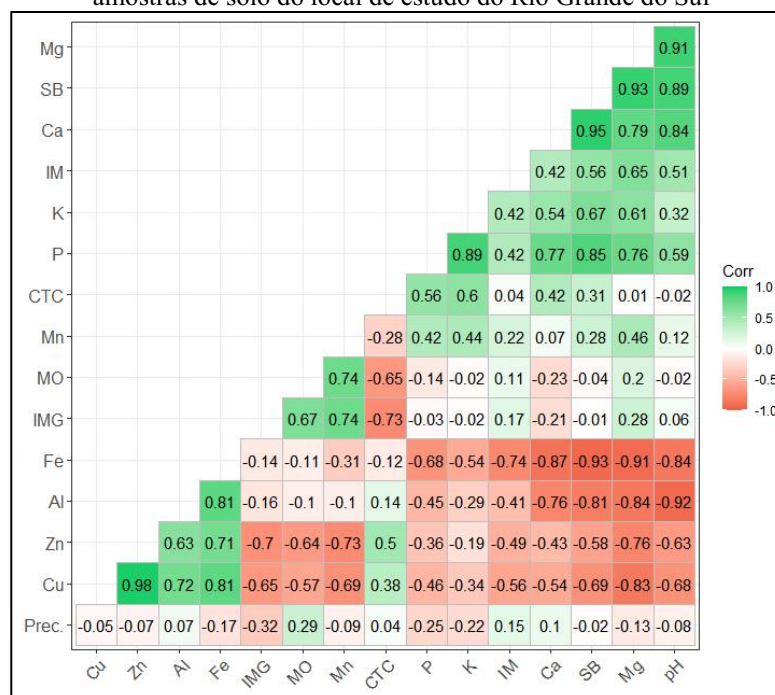
Figura 13 - Correlograma dos atributos químicos x índices mitótico e mutagênico do teste com *A. cepa* das amostras de solo do local de estudo em Santa Catarina.



Fonte: Autoria própria (2020)

Nota: Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; Fe - Ferro; IM - Índice mitótico; IMG - Índice mutagênico; K - Potássio; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; P - Fósforo; pH - pH CaCl₂; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco.

Figura 14 - Correlograma dos atributos químicos x índices mitótico e mutagênico do teste com *A. cepa* das amostras de solo do local de estudo do Rio Grande do Sul



Fonte: Autoria própria (2020)

Nota: Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; Fe - Ferro; IM - Índice mitótico; IMG - Índice mutagênico; K - Potássio; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; P - Fósforo; pH - pH CaCl₂; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco.

O que pode ter influenciado nisso é a disponibilidade de metais pesados (micronutrientes) em teores altos como o Zn e o Mn, inclusive o Zn apresentou correlações negativas (Figuras 12 e 13), embora fracas para o teste de significância, com os solos de PR e SC. A presença natural dos elementos no solo está relacionada ao material de origem (substratos) (BRADY; WEIL, 2012), não apenas influenciados pelas atividades antrópicas, e estes metais em níveis elevados de disponibilidade se tornam tóxicos para as plantas, causando reduções fisiológicas adversas, desde a redução do crescimento até a morte da planta. A principal condição que favorece a disponibilidade, mobilidade e toxicidade dos micronutrientes é o pH do solo, onde em condições de acidez estas condições são favorecidas (BRADY e WEIL, 2012). A maioria do pH dos solos amostrados na primavera são menores que 5, condição muito ácida, chegando a 4,15 para a área da lavoura em SC.

Fageria (2000) analisou as respostas de culturas de arroz, feijão, milho, soja e trigo com diferentes doses de Zn e verificou que os teores adequados desse elemento variam de 0,5 a 5 mg/dm³ e teores tóxicos entre 25 a 94 mg/dm³. Segundo Jain *et al.* (2010), o zinco causa redução da divisão celular mitótica, e somado às condições do meio apresentadas, os solos amostrados na primavera possuem teores de Zn superiores ao adequado indicado por Fageria

(2000), chegando a 17,4 mg/dm³ na fonte de SC. Embora não alcançando os limites tóxicos apontados pelo autor, pode-se ter uma ideia da dose de efeito em espécies vegetais, já que diferentes culturas respondem de formas distintas às condições em que estão inseridas, podendo aumentar ou diminuir os teores de toxicidade dependendo da espécie vegetal.

Os índices de mutagenicidade (IMG%) e suas respectivas alterações para os solos das áreas da fonte e lavoura, dos três estados e nas quatro estações amostradas, estão na Tabela 8. No inverno e no verão, ao comparar os diferentes grupos, pode-se verificar que embora os solos das fontes do PR e SC tenham apresentado efeito citotóxico, não apresentaram mutagenicidade, assim como as demais áreas de todos os estados dentro de cada estação. Ainda que pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) tenha mostrado diferenças estatísticas dentro dos grupos, elas se dão devido a redução do índice, não caracterizando mutagenicidade.

Observa-se que mesmo não apresentando diferença estatística significativa, houve aumento do IMG% nas amostras de solo de todas as áreas na estação do outono. No teste de correlação o índice de mutagenicidade (Figuras 12 e 14) apresentou correlação negativa significativa com a CTC das amostras de solo do PR (-0,74) e RS (-0,73), e observa-se na Tabela 3 e 8 que o maior índice dessa estação e o menor valor de CTC é na área da lavoura do PR no outono, e também na fonte no verão do RS. Essas áreas podem conter compostos tóxicos, pois a atração exercida pelos colóides do solo, o qual determinam a CTC, além de serem responsáveis por estocar nutrientes, também atuam como filtro de poluentes, protegendo águas subterrâneas e as cadeias alimentares da exposição excessiva (BRADY; WELL, 2012).

Os índices de aberrações cromossômicas dos solos amostrados no outono são superiores ao CO-, indicando que esses solos possuem efeito de indução de anormalidades nas células, principalmente alterações de metáfase desorganizada (MD), metáfase *sticky* (MS), anáfase desorganizada e anáfase com ponte (AP), que podem ser observadas na Figura 15, assim como demais mutações encontradas nas análises. Estes tipos de alterações cromossômicas indicam alteração na formação das fibras do fuso mitótico e das proteínas responsáveis pela condensação cromossômica.

Verma e Srivastava (2018) encontraram aumento do IMG% ao contaminar solos com um herbicida a base do ingrediente ativo pendimetalina, mesmo nas concentrações mais baixas testadas. As principais alterações encontradas pelos autores foram desorganização (metáfase e anáfase) e anáfase com ponte, assim como observadas em maior número nas áreas das lavouras no outono. Também foi observado C-metáfase (Figura 17-A) nos solos, porém em menor número, assim como no estudo de Verma e Srivastava (2018).

Tabela 8 - Tipos, números, total de alterações e índice de mutagenicidade (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de solo de lavoura e da fonte dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano (continua)

Estação do Ano	Grupos		Fases da Mitose							Total de Alterações	Índice de Mutagenicidade (%)		
			Intérfase		Metáfase			Anáfase					
			MN	MD	MCS	MC	MS	AS	AD			AP	
Inverno	CO+		0	4	0	0	0	2	0	0	6	0,12bcA	
	CO-		1	17	0	0	13	0	4	4	39	0,65aB	
	Paraná	Fonte	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0,03cC	
		Lavoura	0	19	0	1	25	2	7	5	59	0,54aB	
	Santa Catarina	Fonte	0	6	1	0	10	0	1	6	24	0,40abBC	
		Lavoura	1	20	1	1	21	3	3	10	60	0,55aABC	
	Rio Grande do Sul	Fonte	0	13	1	1	4	2	0	0	21	0,42aCD	
		Lavoura	0	11	0	0	23	0	10	6	50	0,56aCD	
	Primavera	CO+		0	4	0	0	0	2	0	0	6	0,12cA
		CO-		0	5	0	0	6	0	7	2	20	0,67aAB
Paraná		Fonte	0	4	0	0	1	0	1	0	6	0,23bcBC	
		Lavoura	0	16	1	0	9	0	3	17	46	0,58aAB	
Santa Catarina		Fonte	1	6	0	0	1	0	3	4	25	0,50abABC	
		Lavoura	0	10	2	4	11	0	11	12	50	0,56abABC	
Rio Grande do Sul		Fonte	0	3	0	0	2	2	0	1	8	0,27abcd	
		Lavoura	0	17	1	2	17	0	10	6	53	0,53abCD	

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: MN: Micronúcleo; MD: Metáfase desorganizada; MCS: Metáfase com cromossomo solto; CM: C-metáfase; MS: Metáfase sticky; AS: Anáfase com cromossomo solto; AD: Anáfase desorganizada; AP: Anáfase com ponte. Médias seguidas pela mesma letra *minúscula* não diferem entre si na comparação dos diferentes grupos na mesma estação e, médias seguidas pela mesma letra *maiúscula* não diferem entre si na comparação de cada grupo nas diferentes estações do ano, pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

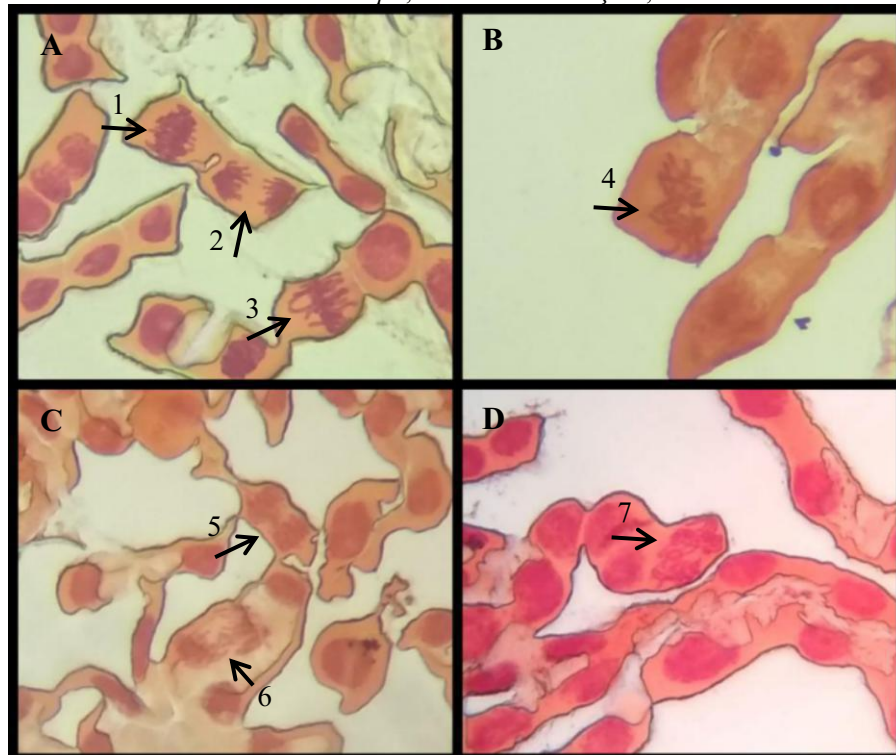
Tabela 8 - Tipos, números, total de alterações e índice de mutagenicidade (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de solo de lavoura e da fonte dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano (conclusão)

Estação do Ano	Grupos		Fases da Mitose							Total de Alterações	Índice de Mutagenicidade (%)		
			Interfase		Metáfase			Anáfase					
			MN	MD	MCS	MC	MS	AS	AD			AP	
Verão	CO+		0	4	0	0	0	2	0	0	6	0,12dA	
	CO-		0	27	1	2	18	3	19	6	76	1,27aA	
	Paraná	Fonte	1	12	0	0	6	1	5	4	29	0,58bcAB	
		Lavoura	0	19	0	2	7	2	8	3	86	0,72bcAB	
	Santa Catarina	Fonte	0	12	1	1	4	0	4	0	22	0,37cdC	
		Lavoura	1	34	3	5	17	3	20	5	88	0,73bAB	
	Rio Grande do Sul	Fonte	0	37	1	0	13	0	10	8	69	1,15abA	
		Lavoura	0	49	5	0	25	4	19	9	111	0,93abAB	
	Outono	CO+		0	4	0	0	0	2	0	0	6	0,12bA
		CO-		0	24	4	1	1	0	3	4	37	0,62aB
Paraná		Fonte	0	16	2	4	9	5	12	5	53	0,88aAB	
		Lavoura	0	51	5	6	21	5	15	9	112	0,93aA	
Santa Catarina		Fonte	0	30	1	6	3	0	13	4	57	0,95aAB	
		Lavoura	0	43	6	4	13	4	15	1	86	0,72aAB	
Rio Grande do Sul		Fonte	0	24	7	4	4	4	10	3	56	0,93aABC	
		Lavoura	0	33	7	4	10	9	15	5	83	0,69aBCD	

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: MN: Micronúcleo; MD: Metáfase desorganizada; MCS: Metáfase com cromossomo solto; CM: C-metáfase; MS: Metáfase sticky; AS: Anáfase com cromossomo solto; AD: Anáfase desorganizada; AP: Anáfase com ponte. Médias seguidas pela mesma letra *minúscula* não diferem entre si na comparação dos diferentes grupos na mesma estação e, médias seguidas pela mesma letra *maiúscula* não diferem entre si na comparação de cada grupo nas diferentes estações do ano, pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Figura 15 - Células meristemáticas de *A. cepa*, com e sem alterações, tratadas com as amostras de solo.



Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: A - (1) Metáfase Sticky, (2) Anáfase normal, (3) Metáfase normal; B - (4) Metáfase desorganizada; C - (5 e 6) Anáfase com ponte; D - (7) Anáfase desorganizada.

Os efeitos citotóxicos e genotóxicos em *A. cepa* com amostras de solo agrícola também foram constatados por Farias *et al.* (2020), onde os autores analisaram solos com diferentes anos de exploração, um com mais de 5 anos de cultivo de arroz e soja até o cultivado recentemente. No solo com mais anos de cultivo, foi observado aumento do IM% e do IMG%, já nas amostras de solos com poucos anos de cultivo o efeito foi de inibição da divisão celular. Tal efeito foi observado nas áreas da lavoura do PR e SC no outono, mesmo não mostrando diferença estatística significativa entre com o CO-, pode-se observar aumento do IM% e do IMG% nestes locais (Tabelas 7 e 8, respectivamente). As áreas das fontes do PR e SC também tiveram os índices de divisão aumentados e as mutações com o 2º e 3º maiores índices da estação, mesmo não estando dentro das lavouras essas áreas estão próximas das lavouras e pode ter influência, diferente do PR que possui a APP.

Em estudo feito por Silveira *et al.* (2016), com semestres de *A. cepa* e os herbicidas com princípio ativo sulfentrazone e flumetsulam, foi observado que o IM% foi estatisticamente aumentado após a exposição aos tratamentos, com ambos os agrotóxicos. Assim como foi observado por Farias *et al.* (2020), havendo a possibilidade de compostos usados nas lavouras terem provocado esses efeitos nos presentes testes, com a possível presença de agrotóxicos nesses solos.

Em relação aos danos nos cromossomos observados por Silveira *et al.* (2016), mesmo nas menores concentrações dos agrotóxicos apresentaram aumento do índice de aberrações e com diferença estatística em relação ao controle. Incluindo cromossomo solto, assim como na área da fonte do RS-F que apresentou o maior aumento dessa mutação se comparado com o CO-, também na estação do outono.

5.3.2 Teste com as amostras de água nas quatro estações do ano

Os dados usados para os cálculos dos índices mitóticos (IM%) e índices mutagênicos (IMG%) do teste com *A. cepa* em amostras de água se encontram agrupados em tabelas no Apêndice C, divididas por estações do ano, para os estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul.

A Tabela 9 expressa o resultado do teste de citotoxicidade com *A. cepa* nas águas das fontes estudadas, mostrando pelo teste de Tukey ($p < 0,05$) que na comparação entre os diferentes grupos (águas dos três estados) na mesma estação do ano, não diferem estatisticamente do controle negativo ou do controle do próprio bulbo (tempo 0 h de cada amostra), portanto, nenhuma apresentou citotoxicidade. Na comparação de cada grupo nas diferentes estações do ano também não houve diferença estatística significativa.

Embora não tenha apresentado diferença estatística, observa-se que houve diminuição do índice mitótico em todas as amostras do inverno após o período de exposição às águas (72 h), porém, semelhante ao IM% do CO- em 72h, não demonstrando efeito de agentes presentes nas águas das fontes que poderiam influenciar na diminuição do índice. Um estudo feito por Bailão *et al.* (2020) no rio Extrema na cidade de Anápolis/GO, com uso do solo predominantemente composto por agricultura, áreas de pastagens e matas, demonstrou não haver evidências de citotoxicidade em amostras das águas coletadas ao longo do rio, os índices após expostos aos tratamentos se mantiveram muito próximos ao controle negativo, assim como neste estudo.

As amostras do PR no verão e RS no outono também sofreram redução da divisão celular se comparada com o controle negativo (tempo 72 h) e com o controle do próprio bulbo. No verão as concentrações de DBO, DQO e N do PR tiveram aumento em relação às estações anteriores, com valores de 15, 60,8 e 3 mg/L, respectivamente, e no outono do RS a maior concentração de DBO (22,48 mg/L). Após realizar a análise de correlação dos dados de água com os índices, verificou-se que embora não tenha significância (Tabelas 1, 2 e 3, Apêndice D) observa-se correlações negativas nos correlogramas da Figura 16, entre o índice mitótico e

a DQO e nitrogênio do PR (-0,64 e -0,60, respectivamente) e também com a DBO de SC (-0,87) e RS (-0,55), revelando que ao se elevar as concentrações desses parâmetros acontece a redução do índice. Ou seja, mesmo não apresentando citotoxicidade evidenciada pelo teste estatístico, há indícios de compostos na água que podem estar interferindo na redução da divisão celular em *A. cepa*.

Tabela 9 - Índice mitótico médio (IM) para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de água dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano, e nos tempos 0 e 72 horas

Grupos		IM (%)				
		Inverno	Primavera	Verão		Outono
Parte 1	Parte 2					
CO+	0h	3,00aAB	4,00abAB	3,12abAB	3,12abAB	5,50aA
	72h	1,30aB	0,40bB	0,44bB	0,44bB	0,54bB
CO-	0h	3,96aA	3,78abA	3,24abA	4,12aA	4,74aA
	72h	2,45aA	3,32abA	3,5abA	3,23abA	3,42abA
Paraná	0h	3,24aA	4,02abA	3,55abA	-	2,38abA
	72h	2,47aA	4,60aA	2,3abA	-	2,53abA
Santa Catarina	0h	3,50aA	3,04abA	4,95aA	-	4,66aA
	72h	2,24aA	5,68aA	4,33abA	-	3,5abA
Rio Grande do Sul	0h	3,22aA	2,64abA	-	2,50abA	4,64aA
	72h	2,38aA	3,93abA	-	3,48abA	2,28abA

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: Médias seguidas pela mesma letra *minúscula* não diferem entre si na comparação dos diferentes grupos na mesma estação e, médias seguidas pela mesma letra *maiúscula* não diferem entre si na comparação de cada grupo nas diferentes estações do ano, pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Da Silva Souza *et al.* (2018) ao analisar as águas da Bacia do Rio Alegre no Espírito Santo constatou efeito citotóxico, com redução do índice mitótico de *A. cepa*, coincidindo a maioria dos resultados positivos com o período de maior precipitação pluviométrica. Ainda que sem efeito citotóxico, a redução do IM% nas amostras discutidas ocorreram também em período de maior precipitação pluviométrica observada entre as estações, com 214,8 mm no verão do PR e 139 mm no outono do RS. Inclusive os correlogramas (Figura 16) mostram que o índice mitótico das águas das três fontes apresentam correlação negativa, embora não tão forte (entre -0,52 e -0,63), com as chuvas.

os resultados mostram a presença de substâncias na água que tenham influenciado no aumento da divisão celular nesse ponto, possivelmente originadas das atividades agrícolas desenvolvidas na propriedade. Circunvis *et al.* (2012) também observou aumento da divisão celular ao estudar trechos de um rio em Mandaguaçu/PR, com aumento acentuado no local mais próximo de uma propriedade rural com extensas áreas agricultáveis em seu entorno, totalizando cerca de 63% do aumento do índice se comparado ao controle do próprio bulbo e ao controle negativo.

Os índices de mutagenicidade (IMG%) para as mesmas águas amostradas são apresentados na Tabela 10 e o teste de Tukey ($p < 0,05$) mostra que não houve diferença estatística significativa entre os tratamentos, o controle negativo do experimento e do próprio bulbo. Portanto, as águas dos estados do PR, SC e RS não mostraram ser citotóxicas ou mutagênicas.

Na comparação de cada grupo nas diferentes estações do ano há diferença estatística nas amostras de SC entre as estações da primavera e do verão, mostrando que na primavera houve elevação do índice de mutagenicidade. Ao observar o correlograma B da Figura 16 e a Tabela 2 do Apêndice D (valor-p), é verificado que a única correlação significativa é nas águas da fonte de SC entre a precipitação e o índice de mutagenicidade. Demonstrando que quando foi observada a menor precipitação o índice foi aumentado.

Vale ressaltar que na primavera, apesar de não exibir efeitos mutagênicos, houve aumento de alterações nas amostras de todos os estados, principalmente na fase da metáfase, com os maiores valores de metáfase sticky e metáfase desorganizada (Figura 15: A-1 e B-3), assim como presença de metáfase C-metáfase e anáfase com quebra de cromossomos (Figura 17-A e D).

No estudo de Bailão *et al.* (2020) as águas não apresentaram citotoxicidade, porém exibiram diferença significativa no IMG% no ponto com maior influência da atividade agrícola, com aumento muito grande deste índice (590%) em relação ao CO-. As alterações encontradas com maior frequência foram cromossomo com ponte, *sticky*, quebras e cromossomos soltos, C-metáfase, e também observaram formação de micronúcleos. Segundo Leme e Marin-Morales (2009), alterações cromossômicas do tipo C-metáfase e metáfase com cromossomo solto indicam a presença de substância com efeitos aneugênicos, ou seja, alterações que resultam da segregação anormal dos cromossomos.

Tabela 10 - Tipos, números, total de alterações e índice de mutagenicidade (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de água das fontes dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano e nos tempos 0 e 72 horas (continua)

Estação do Ano	Grupos		Fases da Mitose								Total de Alterações	Índice de Mutagenicidade (%)		
			Intérfase		Metáfase			Anáfase						
			MN	MD	MCS	MC	MS	AS	AD	AP				
Inverno	CO+	0h	0	8	1	1	9	1	1	2	23	0,46aA		
		72h	1	1	2	0	2	6	2	1	15	0,38aA		
	CO-	0h	0	6	1	1	8	0	0	2	18	0,36aA		
		72h	2	11	1	1	10	1	3	1	30	0,60aA		
	Paraná	0h	0	15	1	0	13	1	7	2	39	0,78aA		
		72h	1	10	0	0	13	1	0	0	29	0,58aA		
	Santa Catarina	0h	0	10	0	0	15	0	9	2	36	0,72aAB		
		72h	2	13	0	0	8	1	1	3	28	0,56aAB		
	Rio Grande do Sul	0h	0	13	1	0	13	2	6	2	37	0,74aA		
		72h	0	12	0	0	7	1	6	5	31	0,62aA		
	Primavera	CO+	0h	2	9	0	1	6	1	8	6	33	0,66abA	
			72h	2	0	0	0	1	0	0	0	3	0,10bA	
CO-		0h	0	5	1	1	4	0	6	5	22	0,55abA		
		72h	4	15	0	2	15	1	1	6	44	0,88abA		
Paraná		0h	0	4	2	1	6	0	1	7	21	0,42abA		
		72h	0	11	0	3	15	3	4	10	46	1,15abA		
Santa Catarina		0h	0	7	1	0	3	0	2	7	20	0,4abAB		
		72h	2	17	0	1	19	2	1	9	51	1,28aA		
Rio Grande do Sul		0h	1	16	0	0	5	0	5	2	29	0,58abA		
		72h	6	12	0	2	16	1	7	3	47	0,94abA		
Verão		Parte 1	CO+	0h	0	11	1	0	3	2	13	1	31	0,62aA
				72h	1	3	0	0	1	2	2	0	9	0,18aA

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: MN: Micronúcleo; MD: Metáfase desorganizada; MCS: Metáfase com cromossomo solto; CM: C-metáfase; MS: Metáfase sticky; AS: Anáfase com cromossomo solto; AD: Anáfase desorganizada; AP: Anáfase com ponte. Médias seguidas pela mesma letra *minúscula* não diferem entre si na comparação dos diferentes grupos na mesma estação e, médias seguidas pela mesma letra *maiúscula* não diferem entre si na comparação de cada grupo nas diferentes estações do ano, pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Tabela 10 - Tipos, números, total de alterações e índice de mutagenicidade (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e tratados com amostras de água das fontes dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano e nos tempos 0 e 72 horas (conclusão)

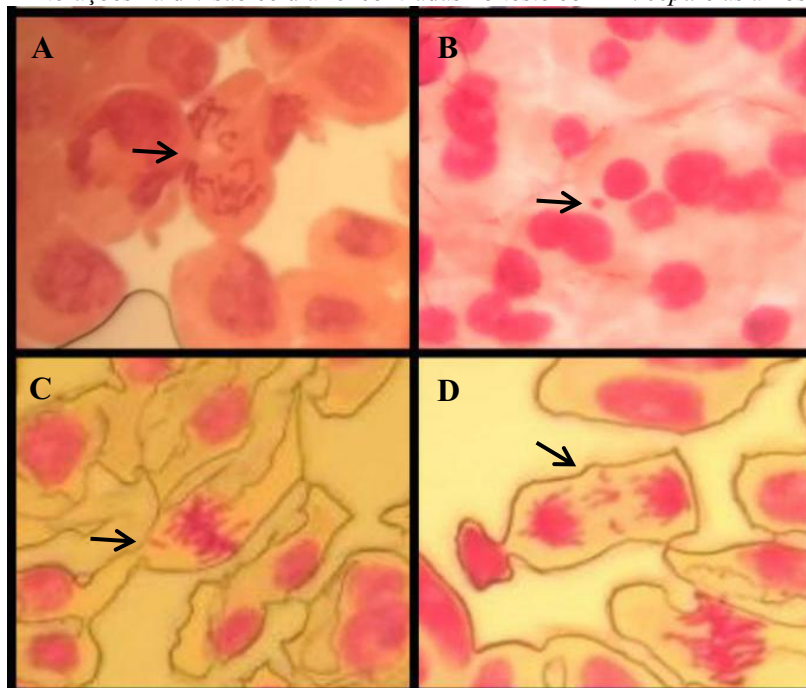
Estação do Ano	Grupos		Fases da Mitose								Total de Alterações	Índice de Mutagenicidade (%)	
			Interfase		Metáfase			Anáfase					
			MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
Verão	Parte 1	CO-	0h	0	17	1	0	11	0	5	1	35	0,70aA
			72h	1	10	0	0	13	0	5	0	29	0,72aA
		Rio Grande do Sul	0h	0	6	0	1	5	0	9	2	23	0,46aA
			72h	2	11	0	0	19	1	4	4	41	0,82aA
	Parte 2	CO+	0h	0	11	1	0	3	2	13	1	31	0,62aA
			72h	1	3	0	0	1	2	2	0	9	0,18aA
		CO-	0h	0	15	1	0	11	1	7	5	40	0,80aA
			72h	0	7	0	0	10	0	6	0	23	0,46aA
		Paraná	0h	0	9	0	0	7	1	3	2	22	0,44aA
			72h	0	4	1	1	5	0	5	1	17	0,34aA
		Santa Catarina	0h	0	15	0	0	4	2	12	1	34	0,68aAB
			72h	0	5	0	0	4	0	2	5	16	0,32aB
Outono	CO+	0h	0	18	0	0	9	1	13	3	44	0,88aA	
		72h	1	3	1	0	1	1	3	0	10	0,20aA	
	CO-	0h	0	12	1	0	12	1	6	3	35	0,70aA	
		72h	0	14	2	0	7	0	8	1	32	0,64aA	
	Paraná	0h	0	4	0	0	1	0	4	0	9	0,23aA	
		72h	0	12	1	0	1	0	1	1	16	0,32aA	
	Santa Catarina	0h	0	10	1	0	13	0	8	0	32	0,64aAB	
		72h	0	11	5	0	9	0	4	2	31	0,62aAB	
	Rio Grande do Sul	0h	0	14	4	1	8	0	8	2	37	0,74aA	
		72h	0	3	0	0	4	0	1	4	12	0,24aA	

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: MN: Micronúcleo; MD: Metáfase desorganizada; MCS: Metáfase com cromossomo solto; CM: C-metáfase; MS: Metáfase sticky; AS: Anáfase com cromossomo solto; AD: Anáfase desorganizada; AP: Anáfase com ponte. Médias seguidas pela mesma letra *minúscula* não diferem entre si na comparação dos diferentes grupos na mesma estação e, médias seguidas pela mesma letra *maiúscula* não diferem entre si na comparação de cada grupo nas diferentes estações do ano, pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Sousa *et al.* (2017) analisou as águas do rio Guaribas (Picos/PI) durante as estações de chuva e de seca usando *A. cepa*, constatando efeito citotóxico e genotóxico das águas na maioria dos pontos amostrados em ambas as estações pluviométricas. Observa-se na Tabela 10 a presença e aumento de alterações do tipo metáfase com quebra de cromossomos e anáfase com ponte (Figuras 17-C e 15-C, respectivamente) nas amostras do outono, e ainda segundo Sousa *et al.* (2017), esses tipos de alterações observadas também no trabalho dos autores, entre outras alterações, estão associadas à problemas do fuso mitótico.

Figura 17 - Alterações na divisão celular encontradas no teste com *A. cepa* e as amostras de águas.



Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: A - C-metáfase; B - Micronúcleo; C - Metáfase com cromossomo solto/quebra; D - Anáfase com cromossomo solto.

Há presença de micronúcleos para amostras coletadas no inverno (PR e SC), primavera (SC e RS) e verão (RS) podendo ser observada essa alteração na Figura 17-B, sendo o maior número na primavera do RS (6 micronúcleos). Micronúcleo se formam na anáfase-telófase devido a incapacidade de incorporar um fragmento acêntrico (fragmento cromatídico sem centrômero) nos núcleos filhos, ou quando um cromossomo inteiro não segrega para os polos celulares na anáfase (PRESTON e HOFFMANN, 2012).

No verão, embora não tenha mostrado nenhuma diferença estatística, a amostra do RS teve um leve aumento do IMG% se comparado com o controle negativo e índice próximo ao dobro do controle do próprio bulbo (tempo 0 h). Ressaltando que a alteração do tipo micronúcleo foi encontrada apenas na amostra do RS nessa estação, assim como observado na

primavera para este mesmo estado. Sousa *et al.* (2017) explicam que a frequência de MN pode ser devido a ação clastogênica (rupturas nos cromossomos) dos compostos químicos ou até do sinergismo de compostos potencialmente genotóxicos presentes na água.

Segundo Leme e Marin-Morales (2009), a alteração do tipo micronúcleo é promovida por influência de contaminação por substâncias químicas e, no verão do RS, a DQO apresentou a concentração mais alta de todas as estações para esse estado (70,11 mg/L), inclusive sendo muito superior a DBO (4,17 mg/L), indicando a natureza de compostos químicos no meio que não são degradados biologicamente. A concentração de nitrogênio total também é a maior entre todas as estações observadas no RS e também dentre todos os estados. O nitrogênio apresentou correlação negativa significativa com a precipitação pluviométrica (correlograma C da Figura 16 e Tabela 3 no apêndice D), e o que pode ter ocorrido é a concentração desse composto na água devido a falta de chuvas, pois elas promovem a diluição de substâncias no meio.

5.4 TESTE DE TOXICIDADE AGUDA COM *VIBRIO FISCHERI* - MICROTOX ®

A Figura 17 mostra a concentração efetiva (CE50) de tóxicos que causam inibição da luminescência da bactéria *Vibrio fischeri* após exposição às amostras de água. Usando como base o critério de toxicidade definido por Coleman e Qureshi (1985) o qual pode ser visto na Tabela 11, as amostras de água do Paraná na primavera, nos dois tempos de exposição, e no outono do Rio Grande do Sul (15 min de exposição) apresentaram serem muito tóxicas para o teste em questão.

Tabela 11 - Critério de toxicidade por CE50

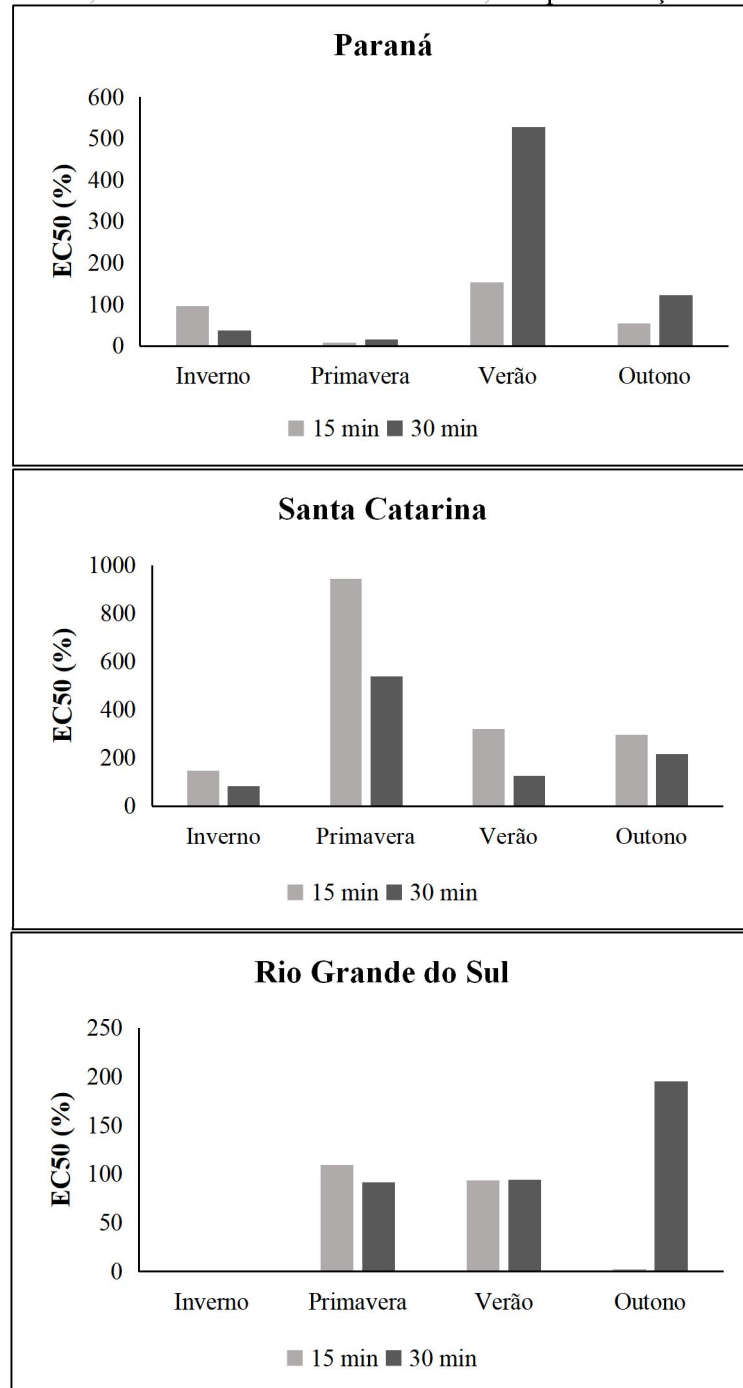
Categoria	Ponderação
Não tóxica	CE50 > 100%
Ligeiramente tóxica	100% > CE50 > 75%
Tóxica	75% > CE50 > 51%
Moderadamente tóxica	50% > CE50 > 25%
Muito tóxica	CE50 < 25%

Fonte: Coleman e Qureshi (1985).

A amostra do PR do inverno apresentou toxicidade moderada no tempo 30 min e no outono tóxica a 15 min de exposição. Ligeiramente tóxica na amostra do verão no RS (em 15 e 30 min) e na primavera apenas no tempo 15 min. Em Santa Catarina apenas a amostras do

inverno exposta a 30 min apresentou ser ligeiramente tóxica, assim como a do inverno no PR após 15 min de exposição. As demais amostras não foram capazes de causar efeitos na luminescência para as bactérias expostas, não apresentando toxicidade.

Figura 18 - Teste de toxicidade aguda com Microtox® em 15 e 30 minutos para as amostras de água dos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas quatro estações do ano.



Fonte: Autoria própria (2020).

O menor valor do CE50 foi observado no RS na estação do outono (2,27%) após 15 min de exposição à amostra de água, indicando ser muito tóxica essa água para *V. fischeri*.

Essa constatação coincide com o valor mais elevado de DBO (22,48 mg/L) dentre todas as amostras analisadas neste estudo, neste mesmo local e estação, indicando que há substâncias de origem orgânica com potencial para causar toxicidade no organismo-teste usado. Já a outra amostra que apresentou ser muito tóxica (primavera de PR) nos dois tempos de exposição não apresentou concentrações superiores às outras amostras que justificariam a alta toxicidade, porém ainda que em tenha uma das menores DBO (9,94 mg/L) e a menor DQO (6,47 mg/L), a DBO ainda é alta o suficiente para ser incluída na classe III no enquadramento da 357/2005.

Nogueira Neto *et al.* (2018) usou *V. fischeri* para testar a toxicidade das águas do rio Jundiaí em São Paulo em dois pontos distintos do rio, com três amostragens para cada ponto em diferentes épocas do ano. Constatou toxicidade em duas amostras para cada ponto do rio, com valores de CE50 entre 53 e 76%, portanto, amostras tóxicas e ligeiramente tóxicas. Embora o rio Jundiaí seja um rio com contribuição de poluição urbana com lançamento de efluentes, os valores de CE50 foram superiores aos encontrados nas águas do sul neste presente estudo, indicando que há substâncias que estão contribuindo para a toxicidade das águas das fontes, possivelmente decorrentes das atividades agrícolas praticadas no local.

Yi *et al.* (2020) estudou os impactos de alguns fatores ambientais relacionados à qualidade da água na toxicidade da *V. fischeri*, incluindo pH, turbidez e nitrogênio. Em relação ao pH constataram que quando o valor é inferior a 4 ou superior a 9, a taxa de inibição da luminescência aumenta intensamente, portanto, a faixa com efeito insignificante na toxicidade aguda é entre 4 e 9. Sendo assim, o pH não teve influência na toxicidade das amostras deste presente estudo, pois os valores se encontram nessa faixa sugerida, como pode ser observado na Tabela 10.

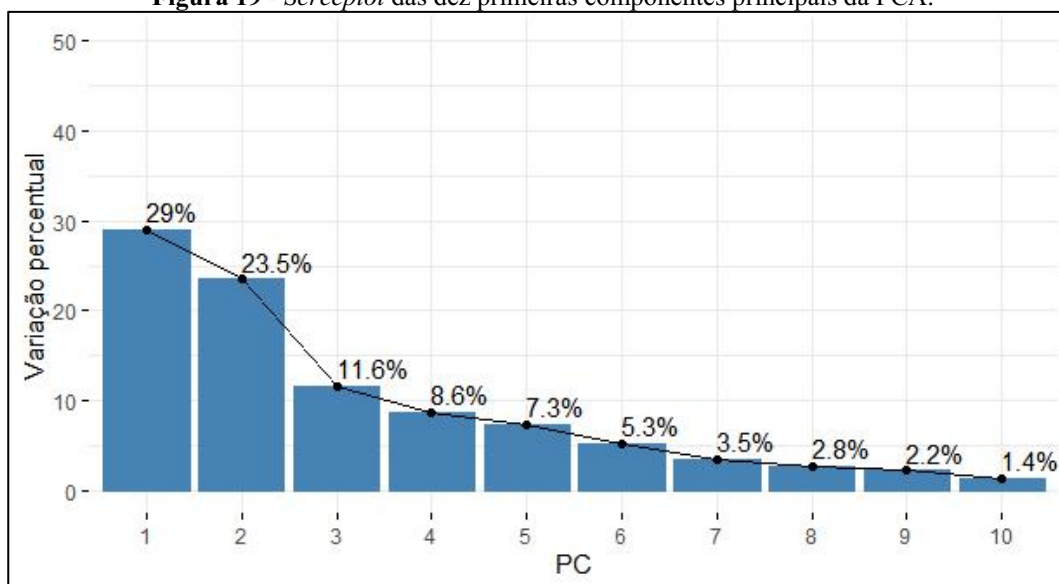
Em relação ao teste feito com diferentes valores de turbidez, Yi *et al.* (2020) observaram que a luminescência foi inibida gradualmente com valores dentro da faixa de 30 a 300 FTU. Apenas a amostra de SC no inverno se encontra dentro desse intervalo (44 FTU) e apresentou ser ligeiramente tóxica (83,98%) na exposição por 30 minutos. Segundo Campisi *et al.* (2005), em condição de alta turbidez uma “falsa” inibição da luminescência é gerada, em virtude das partículas suspensas causarem o efeito de espalhamento/dispersão da luz gerada pela *V. fischeri*.

A descoberta feita com nitrogênio indicou que em concentrações ≤ 2 mg/L a toxicidade de bactérias luminescentes não é afetada (Yi *et al.*, 2020). Concentrações superiores a esse valor foram encontradas no verão do PR (3 mg/L) e no verão do RS (10,79 mg/L), indicando ligeira toxicidade na amostra do RS.

5.5 ANÁLISE MULTIVARIADA

A análise multivariada ajuda compreender as variações e a relação das variáveis em um conjunto de dados (GIBSON *et al.*, 2018), reduzindo o número de dimensões (variáveis) a um pequeno número de componentes principais (CPs) (GILBERT *et al.*, 2020). A análise de componentes principais (PCA) aplicada ao conjunto de dados do presente estudo, considerando os dados dos três locais de estudo (PR, SC e RS), e agrupando os mesmo em três diferentes grupos (fonteAPP, fonte e lavoura), conseguiu reter 73% da variação total dos dados nas quatro primeiras componentes principais. Para melhor visualização, a variação percentual das dez primeiras componentes principais são mostradas no *screeplot* da Figura 19, as demais dimensões (total de 23) podem ser vistas na Figura 1 do apêndice E.

Figura 19 - Screeplot das dez primeiras componentes principais da PCA.



Fonte: Autoria própria (2020).

Na Tabela 12 podem ser vistas as variáveis que possuem correlações significativas ($p < 0,05$) com cada uma das quatro primeiras dimensões. A primeira componente (CP) principal explica a maior quantidade de variação no conjunto de dados e é responsável por 29% da variação total dos dados. Representando uma combinação linear das variáveis originais, estão agrupadas nessa primeira CP variáveis química do solo e a precipitação pluviométrica, apresentando a maior correlação positiva com essa dimensão a variável soma de bases e negativa com o cobre. Na segunda componente principal, retendo 23,5%, agrupa principalmente as variáveis de água (DBO, DQO e OD) e ambos os índices do teste com *A. cepa* das amostras de solo e água, com maior correlação positiva da DQO e negativa do índice

de mutagenicidade da água. Já na terceira componente, contendo 11,6% da variação total dos dados, estão presentes com correlações mais fortes variáveis de água, nitrogênio e DBO, e a componente quatro foi responsável por 8,6% da variação total dos dados com correlação mais forte com o alumínio e o índice mitótico da água. Reunindo, portanto, variáveis de caracterização do solo na primeira componente, na segunda os mais importantes parâmetros indicativos de poluição das águas, principalmente de natureza inorgânica representado pela DQO, na terceira os nutrientes inorgânicos que podem ser de origem dos fertilizantes usados nas áreas agrícolas, e na quarta sobretudo metais do solo.

Tabela 12 - Variáveis com correlações significativas ($p < 0,05$) com as quatro primeiras componentes principais.

Variável	Correlação	p	Variável	Correlação	p
CP1			CP2		
SB	0,9495	1,4901e-12	DQO	0,8769	1,8998e-08
Ca	0,9108	6,4209e-10	IMGS	0,7762	8,2638e-06
Mg	0,8588	7,8697e-08	IMS	0,7553	1,9840e-05
pH	0,7818	6,4308e-06	Mn	0,5904	2,3851e-03
CTC	0,7091	1,0487e-04	OD	0,4909	1,4853e-02
MO	0,6995	1,4225e-04	DBO	0,4880	1,5547e-02
K	0,6926	1,7630e-04	Prec.	0,4176	4,2307e-02
Mn	0,4495	2,7553e-02	IMA	-0,5322	7,4297e-03
Zn	0,4148	4,3875e-02	CTC	-0,5555	4,8360e-03
Prec.	0,4142	4,4174e-02	Cu	-0,5748	3,3063e-03
Al	-0,5577	4,6335e-03	Zn	-0,6494	5,9505e-04
Fe	-0,5879	2,5195e-03	IMGA	-0,7629	1,4614e-05
Cu	-0,7324	4,7189e-05			
CP3			CP4		
N	0,7555	1,9702e-05	Al	0,6093	0,0015
Ps	0,5210	9,0473e-03	IMA	0,5880	0,0025
IMGA	0,4506	2,7126e-02	OD	0,5405	0,0063
Prec.	-0,6413	7,3342e-04	Mn	0,4185	0,0418
DBO	-0,6956	1,6097e-04	Zn	0,4155	0,0434
			pH	-0,4372	0,0326

Fonte: Autoria própria (2020).

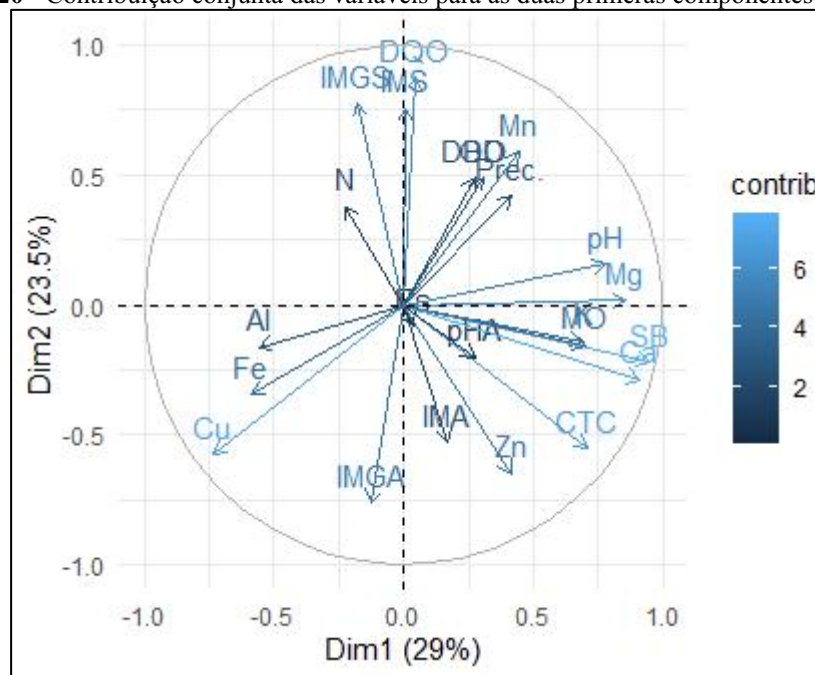
Nota: Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; DBO - Demanda Bioquímica de Oxigênio; DQO - Demanda Química de Oxigênio; Fe - Ferro; IMA - Índice mitótico da água; IMGA - Índice mutagênico da água; IMS - Índice mitótico do solo; IMGS - Índice mutagênico do solo; K - Potássio; N - Nitrogênio da água; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; OD - Oxigênio Dissolvido; Ps - Fósforo do solo; pH - pH CaCl₂; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco.

Para melhor entendimento da contribuição de cada variável na variação total dos dados temos o *plot* da Figura 20, que mostra a variação conjunta para as duas primeiras componentes principais. No centro do gráfico são mostradas as 23 variáveis representadas pelos vetores (“loadings”), e a contribuição de cada variável é representada pelo comprimento do vetor, mostrando que aqueles mais distantes do centro possuem maior contribuição.

Podemos ver que as variáveis Cu, IMG% da água, CTC, Ca, SB, Mg, pH do solo, DQO e IMG% do solo possuem os vetores mais compridos e pela escala de cor a mais clara, representando portanto, as variáveis que mais contribuem para a variação total dos dados, ou seja, são as variáveis que melhor representam o conjunto de dados do estudo.

Os vetores são comumente usados para examinar a relação entre as variáveis, mostrando variáveis altamente correlacionadas agrupadas e apontando na mesma direção do gráfico (GIBSON *et al.*, 2018). Ao observar o gráfico da Figura 20 percebe-se alguns agrupamentos, indicando que nesses agrupamentos as variáveis estão altamente correlacionadas. O agrupamento com a precipitação pluviométrica mostra ter mais influência sobre a DBO, OD e Mn, aumentando a concentração desses parâmetros ao ocorrer maior quantidade de chuva.

Figura 20 - Contribuição conjunta das variáveis para as duas primeiras componentes principais.



Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; DBO - Demanda Bioquímica de Oxigênio; DQO - Demanda Química de Oxigênio; Fe - Ferro; IMA - Índice mitótico da água; IMGGA - Índice mutagênico da água; IMS - Índice mitótico do solo; IMGGA - Índice mutagênico do solo; K - Potássio; N - Nitrogênio da água; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; OD - Oxigênio Dissolvido; Ps - Fósforo do solo; pHA - pH da água; pH - pH do solo; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco.

No agrupamento ao lado temos a DQO que possui uma das maiores contribuições para a variação total dos dados, e está se oposto ao índice mitótico da água. Vetores em sentidos opostos indicam correlação negativa, e ao analisar os dados brutos vemos que as maiores concentrações desse parâmetro ocorreram no verão, período em que a atividade agrícola é

mais intensa devido ao cultivo da soja. Barakat *et al.* (2016) atribuiu às áreas agrícolas a fonte de poluição difusa das águas do rio o qual realizou sua análise de qualidade da água através da PCA, identificando, entre outros parâmetros, altas concentrações de DQO no verão.

No sentido oposto temos os metais Al, Fe e Cu, que possuem alta correlação entre eles, com destaque para o pH do solo, precipitação e a matéria orgânica que estão se opondo aos metais do agrupamento antes citado. O tipo de manejo do solo, os cultivos sucessivos e a adubação empregada favorecem as variações do pH (INCAPER, 2013), e como consequência temos alterações na disponibilidade, mobilidade e toxicidade dos micronutrientes do solo, onde em presença de acidez essas condições são favorecidas (BRADY; WEIL, 2012).

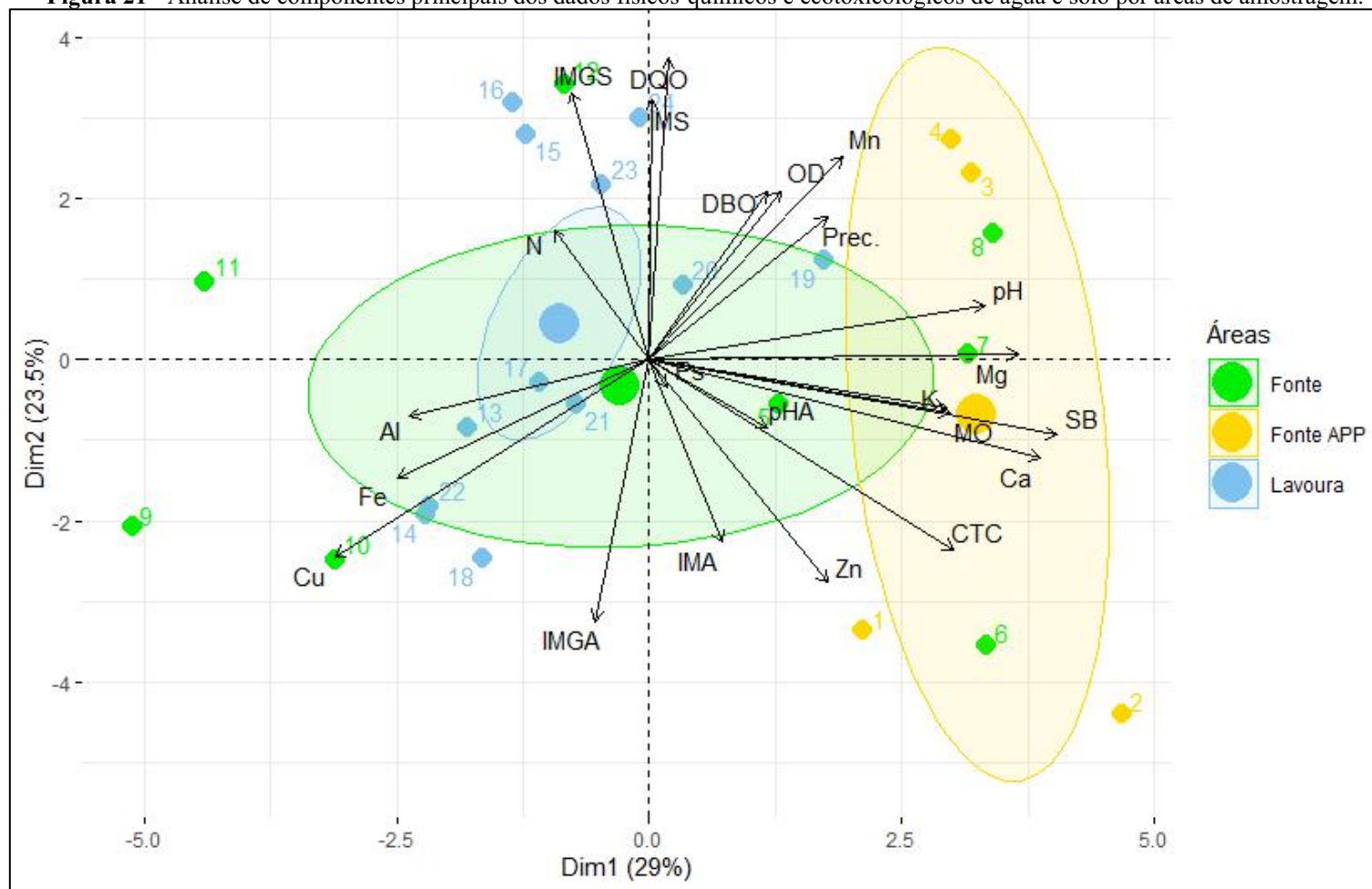
A exposição a níveis suficientemente altos aos metais pesados representam riscos à saúde e se tornam contaminantes de solo e água (GUILHERME *et al.*, 2015). Segundo Mallmann *et al.* (2017) em solos agrícolas do sul do Brasil a principal fonte de poluição por metais pesados é decorrente da aplicação de agrotóxicos, fertilizantes minerais e dejetos de animais. Fungicidas orgânicos contêm sais de zinco e altas concentrações de cobre e zinco estão presentes nos dejetos suínos, que são resultantes das rações para alimentação dos animais.

A matéria orgânica apresenta o vetor no sentido oposto aos metais, indicando que as concentrações são reduzidas quando há maior quantidade de MO. Além de reter metais pesados, a matéria orgânica é um fator importante pois interfere na fertilidade do solo aumentando a disponibilidade de nutrientes para as plantas, também afeta fortemente a melhoria da estrutura e capacidade de retenção de água no solo (REBELLO JR *et al.*, 2019).

Também, nitrogênio da água está em sentido oposto e praticamente em linha reta ao pH e ao índice mitótico da água, indicando que quando as concentrações de nitrogênio se elevam o valor do pH e do índice são reduzidos.

A representação bidimensional dos dados multivariados é visualizado no gráfico de *biplot* das Figura 21, onde é possível ver as duas primeiras componentes principais. As projeções das amostras individuais (pontos de amostragem) nos eixos de cada dimensão são representadas pelos círculos pequenos numerados de 1 a 24 (“scores”).

Figura 21 - Análise de componentes principais dos dados físicos-químicos e ecotoxicológicos de água e solo por áreas de amostragem.



Fonte: Autoria própria (2020)

Nota: Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; DBO - Demanda Bioquímica de Oxigênio; DQO - Demanda Química de Oxigênio; Fe - Ferro; IMA - Índice mitótico da água; IMGA - Índice mutagênico da água; IMS - Índice mitótico do solo; IMGS - Índice mutagênico do solo; K - Potássio; N - Nitrogênio da água; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; OD - Oxigênio Dissolvido; Os - Fósforo do solo; pH - pH do solo; pH - pH da água; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco. Pontos: 1 a 4 fonte com APP do Paraná; 5 a 8 fonte de Santa Catarina; 9 a 12 fonte do Rio Grande do Sul; Pontos de amostragem por estação do ano: Inverno - 1, 5, 9, 13, 17, 21; Primavera - 2, 6, 10, 20, 24; Verão - 3, 7, 11, 15, 19, 23; Outono - 4, 8, 12, 16, 20, 24.

Observando a localização do *score* no plot e a correlação de cada variável com cada componente principal (Tabela 12) podemos dizer que os pontos de 1 a 8 apresentam maiores valores nas variáveis com correlação positiva com a CP 1 (SB, Ca, Mg, pH, CTC, MO, K, Mn, Zn e Prec.) e baixos valores para as concentrações dos metais (Al, Fe e Cu) com correlação negativa significativa com essa mesma CP. Os maiores e menores *scores* nessa dimensão estão nas regiões extremas do gráfico, na extrema direita os pontos com maiores *scores* (1 a 8) são referentes à área da fonte com APP (1 a 4) e a área da fonte de SC (5 a 8), e na extrema esquerda os pontos 9, 10 e 11 referentes à área da fonte no RS.

Uma variável importante para ser analisada é a matéria orgânica, pois ela tem grande influência na mobilidade de compostos no solo, já que ele atua como um filtro de poluentes (BRADY; WELL, 2012). E ao analisar esse atributo, vemos que no geral as áreas das lavouras (pontos em azul) estão mais próximas do centro do gráfico, apresentando *scores* menores que as áreas das fontes e portanto baixos teores de matéria orgânica no solo. Já os maiores teores estão nas áreas das fontes do PR e SC, e quando observamos apenas as áreas do PR vemos que este local possui a maior diferença com sua respectiva área de lavoura (pontos 13 a 16), podendo ser observado que estão localizados distantes graficamente.

Neste contexto, a matéria orgânica do solo em áreas agrícolas é importante, entre outras contribuições, para evitar que agrotóxicos sejam lixiviados para rios, lagos e águas subterâneas (REBELLO JR *et al.*, 2019). Isso já foi constatado em diversos estudos, como por exemplo no de Ali (2019) e colaboradores que observaram a adsorção do fungicida Thiabendazol correlacionado positivamente com a matéria orgânica. Rebello Jr *et al.* (2019) também constataram essa relação ao testar quatro diferentes agrotóxicos (atrazina, fluazifop-p-butyl, lactofen e clorpirifós) em solos com diferentes teores de matéria orgânica, observando a maior adsorção dos quatro compostos em solo com maior teor de matéria orgânica.

Já na componente principal 2 vemos que os mais altos *scores* (parte superior) são de amostras das estações do verão e outono, nas três fontes estudadas, indicando que as águas dessas estações são de pior qualidade por apresentarem as mais altas concentrações de DQO e DBO e os menores índices mitóticos da água. Também podemos inferir que as elevações nos índices mutagênicos do solo, nessas mesmas estações, podem ter ocorrido devido a influência de elevações na concentração de manganês, pois os metais cobre e zinco (correlação negativa com a CP 2) se apresentaram em baixas concentrações nessas amostragens. Em contrapartida, a amostra de solo do inverno PR-fonte que apresentou citotoxicidade (ponto 1) possui um

baixo *score*, indicando que a condição tóxica dessa amostra ocorreu em altas doses de cobre e zinco no solo (correlações negativas) e também em baixa CTC.

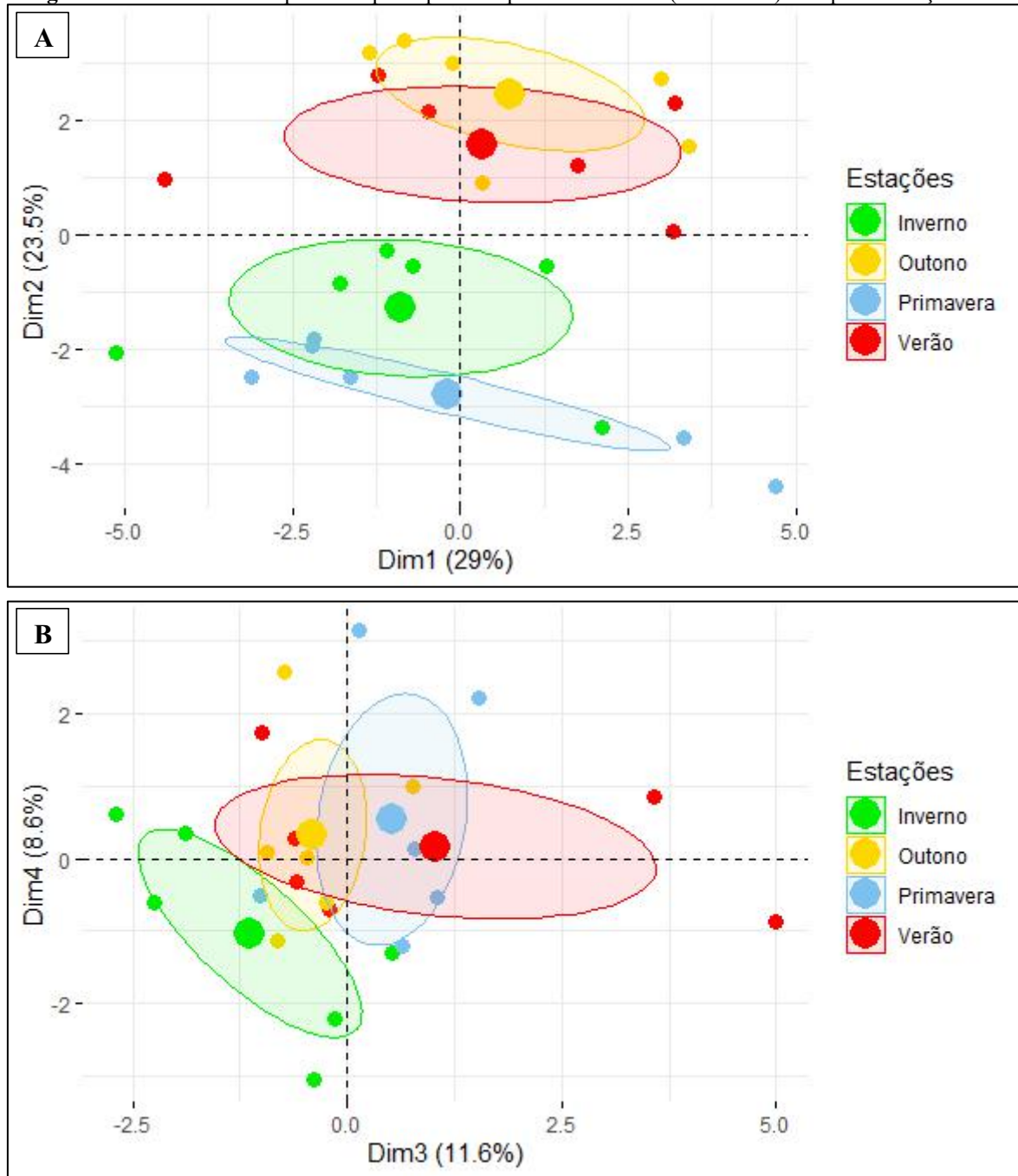
Os *scores* da dimensão 3 podem ser vistos na Figura 2 do apêndice E, onde são observados os mais altos para os pontos 11 e 23, referentes à amostra de água do verão na fonte do Rio Grande do Sul. Essas altas estimativas mostram que nessa amostragem a concentração de nitrogênio na água é alta (correlação positiva) e coincide com o alto índice de mutagenicidade da água, indicando que o nitrogênio têm mais relação com o aumento do índice do que composto biodegradáveis caracterizados pela DBO (correlação negativa na PC 3). Ainda, o mais alto teor de fósforo no solo foi observado nessa mesma estação e local. A presença de formas de nitrogênio nas águas em áreas agrícolas derivam principalmente do uso de fertilizantes de nitrogênio inorgânico (Barakat *et al.*, 2016). O verão é a estação do ano que a atividade agrícola é mais intensa, e no momento da amostragem havia a cultura de soja na lavoura, onde são aplicados fertilizantes e agrotóxicos. Percebe-se correlações negativas na precipitação e DBO com a CP 3 (Tabela 12), sugerindo que as baixas quantidades de chuvas podem ter contribuído para a concentração de poluentes na água.

Os escores dos pontos de amostragem que possuem características semelhantes tendem a ser plotados próximos uns aos outros (GIBSON *et al.*, 2018), gerando tendências de similaridades por meio de agrupamentos. Ao observar os pontos entre os grupos das fontes e da lavoura, vemos que a fonte com APP (círculo amarelo) está localizada mais distante das outras áreas, revelando que as características dessa área são distintas das demais, principalmente da área da lavoura que se encontra mais distante, e dos pontos da lavoura do mesmo estado (13, 14, 15 e 16).

Ainda, os pontos 6, 7 e 8 referentes à fonte de SC estão localizados dentro ou muito próximo (ponto 5) do grupo fonte com APP, mostrando que o conjunto de dados das características do solo e das propriedades da água nesse local são similares ao local estudado no PR. Destacando que embora a fonte em SC esteja mais próxima da lavoura e sem APP, a variação das características ao longo do ano não foram diferentes de uma área com mata nativa. Já os pontos do RS são distantes em relação às características do solo, porém semelhantes com os dados de água.

A Figura 22 mostra o gráfico dos pontos amostrais (indivíduos) agrupados por estações do ano, considerando o conjunto de dados dos três locais estudados, mostrando as quatro primeiras componentes principais.

Figura 22 - Análise de componentes principais dos pontos amostrais (indivíduos) nas quatro estações do ano.



Fonte: Autoria própria (2020)

Nota: A) Dimensões 1 e 2; B) Dimensões 3 e 4.

Na Figura 22-A percebe-se que no geral os dados do verão e outono estão sobrepostos e apresentam *scores* positivos na componente principal 2, apresentando portanto nessas estações, queda na qualidade da água por apresentar altas na DQO e DBO e reduções no índice mitótico. O inverso ocorreu no inverno e primavera, onde se mostraram próximos, porém não sobrepostos, exibindo os menores valores para os parâmetros antes citados entre todas as estações.

A representação gráfica dos *scores* das dimensões 3 e 4 são mostrados na Figura 22-B, onde podemos ver que a sazonalidade influenciou menos na variação dos dados nessas dimensões, destacando a estação do inverno das demais, possuindo características diferentes das demais estações.

O nitrogênio da água possui correlação significativa apenas com a dimensão 3, e o regime de chuvas mostra correlação significativa mais forte com essa mesma dimensão. Isso quer dizer que, embora o nitrogênio esteja presente em uma dimensão com menor variação dos dados, as chuvas possuem mais relação com a variação de nitrogênio do que com outros parâmetros de água incluídos na análise.

A análise multivariada permitiu investigar de forma mais ampla a variação dos dados e identificar os parâmetros que impactam de forma negativa a qualidade das águas e do solo entorno das fontes naturais. As fontes de águas inseridas próximas às águas de plantio, e com a seleção da área de drenagem que contribuí para a fonte, permitiu investigar as mudanças ocorridas ao longo do ano estudado e identificar que nos períodos de maior cultivo agrícola (verão) foram identificadas alterações na qualidade da água das fontes.

6 CONCLUSÕES

- Na caracterização física do solo, as lavouras mostraram porosidades reduzidas e densidades aumentadas se comparadas com as áreas das fontes, principalmente com a fonte dentro da APP;
- Os parâmetros DBO, DQO e OD apresentaram variações com a sazonalidade; A fins de potabilidade (Anexo XX, Portaria nº 5/2017), foi observado que todas as amostragens no RS e em pelo menos uma estação do ano no PR e SC o pH da água se apresentou abaixo (<6) do estabelecido em lei, e a turbidez apresentou estar em conformidade com a lei, exceto em uma amostragem que ocorreu posterior a um evento pluviométrico; A análise bacteriológica das águas apresentaram coliformes totais e termotolerantes em todas as amostragens, exceto no outono do RS. Também, testaram positivo para a presença de *E. coli* as águas do PR e SC, assumindo a não potabilidade;
- Os testes feitos com *A. cepa* demonstraram que os solos das fontes do Paraná (inverno) e Santa Catarina (verão) apresentam ser citotóxicos. A condição tóxica da amostra do PR mostrou ter relação com altas concentrações de ferro no solo. A mutagenicidade não foi observada em nenhuma das amostras testadas, embora tenha sido evidenciado o aumento do IMG% nas amostras do PR (outono) e RS (verão) apresentando correlação negativa significativa com a CTC;
- O teste de citotoxicidade com *A. cepa* feito com as amostras de águas não apresentaram efeito citotóxico em nenhuma das amostras para os estados e estações analisadas, porém, observou-se inibição da divisão celular nas amostras do PR no verão e no outono do RS, após exposição ao tratamento, ao comparar com o controle negativo (72 h) e com o controle do próprio bulbo (0 h), e aumento da divisão celular em SC na primavera. O teste não apresentou efeito mutagênico para as amostras de águas, embora tenha sido observado aumento de alterações cromossômicas nas águas do RS na primavera e verão, seguido da presença de micronúcleos com maior frequência.
- No teste com *V. fischeri* pelo sistema Microtox[®], das 15 amostras analisadas nos tempos de 15 e 30 minutos de exposição, 5 em cada tempo apresentaram toxicidade variando de ligeiramente tóxica à muito tóxica, com a mais alta toxicidade para a amostra do Paraná

na primavera nos dois tempos de exposição e na do Rio Grande do Sul no outono para 15 minutos;

- A análise de componentes principais reteu nas primeiras quatro dimensões 73% da variação total dos dados, agrupando na componente 1 variáveis de caracterização do solo, na 2 parâmetros de qualidade da água, na 3 nutrientes e na 4 sobretudo metais do solo; As variáveis que melhor representam o conjunto de dados do estudo são Cu, IMG% (água e solo), CTC, Ca, SB, Mg, pH do solo e DQO; As amostras das águas nas estações do verão e outono, nas três fontes, indicam águas com pior qualidade devido às altas concentrações de DQO e DBO e os menores índices mitóticos da água; e ainda, a fragilidade das fontes foram constatadas pois a presença da APP na fonte do PR não influenciou para que a água tenha qualidade superior às demais fontes analisadas, embora essa área tenha os mais altos valores em seus atributos químicos do solo, também possuindo maior qualidade física com maior porosidade e menor densidade, apresentando inclusive condição tóxica do solo para a *A. cepa* nessa mesma área no inverno.
- Estudos como este que integram análises físicas, químicas, microbiológicas e ecotoxicológicas ajudam a compreender melhor como o uso do solo, com exemplo de atividades agrícolas, impactam as fontes de águas. Podendo servir de alerta para o consumo de águas de nascentes consideradas “limpas” e também a conduta no uso do solo a fins produtivos, devendo considerar medidas e técnicas que priorizem o desenvolvimento sustentável.

REFERÊNCIAS

- ALI, M.; JAFFRI, S. B.; AHMAD, K. S.; IQBAL, S. **Sorptive Interactions of Fungicidal 2-(4'-Thiazolyl) Benzimidazole with Soils of Divergent Physicochemical Composition.** *Int. J. Econ. Environ. Geol.* Vol. 10 (2) 97-104, 2019.
- ALMEIDA, B. G.; VIANA, J. H. M.; TEIXEIRA, W. G.; DONAGEMMA, G. K. **Densidade do solo.** *In.* EMBRAPA. Manual de métodos de análise de solo. TEIXEIRA, P. C. *et al.* editores técnicos. – 3. ed. rev. e ampl. – Brasília, DF : Embrapa, 2017.
- ALVARES, C.A.; STAPE, J.L.; SENTELHAS, P.C.; GONÇALVES, J.L.M.; SPAROVEK, G. **Köppen's climate classification map for Brazil.** *Meteorologische Zeitschrift*, v. 22, n. 6, p. 711-728, 2013.
- ALVES, S. R.; OLIVEIRA-SILVA, J. J. **Avaliação de ambientes contaminados por agrotóxicos.** *In:* PERES, F.; MOREIRA, J. C., Orgs. *É veneno ou é remédio?: agrotóxicos, saúde e ambiente.* Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ, p. 137-156. 2003.
- ALVES, W. S.; MORAIS, W. A.; OLIVEIRA, L. D.; PEREIRA, M. A. B.; MARTINS, A. P.; VASCONCELOS, S. M. A.; RAMALHO, F. L. **Análise das relações entre uso do solo e qualidade da água do Lago Bonsucesso, em Jataí, Estado de Goiás, Brasil.** *Revista Brasileira de Geografia Física*, v.12, n.01 326-342. 2019.
- APHA - American Public Health Association. **Standard methods for the examination of water and wastewater.** 22nd ed. Washington: American Public Health Association/American Water Works Association/Water Pollution Control Federation, 2012.
- ANA - Agência Nacional de Água. **Conjuntura dos recursos hídricos no Brasil 2017: relatório pleno.** Brasília: ANA, 2017. Disponível em: <http://www.snirh.gov.br/portal/snirh/centrais-de-conteudos/conjuntura-dos-recursos-hidricos/conj2017_rel-1.pdf> Acessado em: 12 de maio de 2020.
- ANA - Agência Nacional de Água. **Enquadramento dos corpos d'água.** Curso de enquadramento:2010.Disponível em:<http://pnqa.ana.gov.br/Publicacao/CursoEnquadramentoPortal2010.pdf> Acessado em: 07 de maio de 2020.
- ANA. **Figura: Classe de enquadramento dos corpos d'água.** Disponível em: <<http://pnqa.ana.gov.br/Publicacao/CursoEnquadramentoPortal2010.pdf>> Acessado em: 05 de maio de 2020.
- ANA - Agência Nacional de Águas (Brasil). **Panorama da qualidade das águas superficiais do Brasil: 2012.** Agência Nacional de Águas - Brasília: ANA, 2012.
- ANDREOLI, C. V.; ANDREOLI, F. N.; JUSTI JUNIOR, J. **Formação e características dos solos para o entendimento de sua importância agrícola e ambiental.** *In.* Complexidade : redes e conexões do ser sustentável. ANDREOLI, CLEVERSON V. ; TORRES, PATRÍCIA LUPION org. Curitiba : SENAR - PR., 2014. 832 pág.

- ANDRIETTI, G.; FREIRE, R.; AMARAL, A. G.; ALMEIDA, F. T.; BONGIOVANI, M. C.; SCHNEIDER, R. M. **Índices de qualidade da água e de estado trófico do rio Caiabi, MT.** Rev. Ambient. Água vol. 11 n. 1 Taubaté – Jan./Mar. 2016.
- ARAÚJO, R.; GOEDERT, W. J.; LACERDA, M. P. C. **Qualidade de um solo sob diferentes usos e sob Cerrado nativo.** Rev. Bras. Ciênc. Solo [online]. 2007, vol.31, n.5, pp.1099-1108. ISSN 1806-9657.
- BAILÃO, E. F. L. C.; SANTOS, L. A. C.; ALMEIDA, S. S. ; D'ABADIA, P. L.; MORAIS, R. J.; MATOS, T. N.; CARAMORI, S. S.; ARAÚJO, C. S. T.; SILVA NETO, C. M.; ALMEIDA, L. M. **Effect of land-use pattern on the physicochemical and genotoxic properties of water in a low-order stream in Central Brazil.** Rev. Ambient. Água vol. 15 n. 3, e2486 - Taubaté, 2020.
- BAIRD, C.; CANN, M., **Química Ambiental.** 4. ed. Porto Alegre: Brooman, 2011.
- BARAKAT, A., BAGHDADI, M. E., RAIS, J., AGHEZZAF, B.; SLASSI, M. **Assessment of spatial and seasonal water quality variation of OumErRbia River (Morocco) using multivariate statistical techniques.** International Soil and Water Conservation Research, 4, 284 292. 2016.
- BARETTA, D.; SEGAT, J. C.; OLIVEIRA FILHO, L. C. I.; MACCARI, A. P.; SOUSA, J. P.; RÖMBKE, J. **Ecotoxicologia terrestre com ênfase na fauna edáfica.** In: NIVA, C. C.; BROWN, G. G. (Ed.). Ecotoxicologia terrestre: métodos e aplicações dos ensaios com oligoquetas. – Brasília, DF : Embrapa, 2019. 258 p.
- BEGUELLI, F. G. S.; POMPÊO, M. L. M.; PÁSCOLI, M.; LIRA, V.S.; LIMA, R.; MOSCHINI-CALOS, V. **Can a one-sampling campaign produce robust results for water quality monitoring? A case of study in Itupararanga reservoir, SP, Brazil.** *Acta Limnol. Bras.* 2016, vol.28, e6. Epub June 27, 2016.
- BENEVIDES, J. A. J.; MARINHO, G. **Degradação de pesticidas por fungos - uma revisão.** *Holos*, v. 2, p. 110–129, 2015.
- BISOGNIN, R. P.; WEBER, F. H.; VIEIRA, L. F.; SILVA, B. R.; WOHLLENBERG, P.; BOHRER, R. G. **Análise e divulgação da qualidade da água de nascentes, afluentes e ponto de captação do arroio lajeado erval novo no município de três passos - rs.** Revista gestão e sustentabilidade ambiental, Florianópolis, v. 6, n. 2, p.44 -55, jul./set. 2017.
- BITTON, G. **Wastewater microbiology.** Wiley-Blackwell Edição: 4th, 2011.
- BRADY, N. C.; WEIL, R. R. **Elementos da Natureza e Propriedades Dos Solos.** 3^a Ed. Bookman: 2012
- BRASIL. **Resolução CONAMA nº 357, de 17 de março de 2005.** Classificação de águas, doces, salobras e salinas do Território Nacional. Publicado no D.O.U, Brasília, 2005.
- Brasil. **Portaria de Consolidação nº 5, de 28 de setembro de 2017.** Consolidação das normas sobre as ações e os serviços de Saúde do Sistema Único de Saúde. Diário Oficial da União. 5 Set 2017.

BRASIL. Portaria 2.914, de 12 de dezembro de 2011. Dispõe sobre os **procedimentos de controle e de vigilância da qualidade da água para consumo humano e seu padrão de potabilidade**. Brasília, DF: Governo Federal, 2011.

BRASIL. **Relatório Nacional de Vigilância em Saúde de Populações Expostas a Agrotóxicos**. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância em Saúde Ambiental e Saúde do Trabalhador. **Diário Oficial da União**, Brasília/DF: Ministério da Saúde, 2016. Disponível em: <<https://central3.to.gov.br/arquivo/312301/>> Acessado em: 20 abr. 2018.

BRASIL. Resolução N° 420, de 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**. **Diário Oficial da União**, CONAMA, 2009.

BRITTO, F. B.; VASCO, A. N.; NETTO, A.; OLIVEIRA, A.; BORGES, C. A. G.; MORAES, G. F. O., & SILVA, M. G. **Surface water quality assessment of the main tributaries in the lower São Francisco River, Sergipe**. *RBRH*, 23, e 28. Epub August 06, 2018.

BÜNEMANN, E. K.; BONGIORNO, G.; BAI, Z.; CREAMER, R. E.; DE DEYN, G.; DE GOEDE, R.; FLESKENS, L.; GEISSEND, V.; KUYPERB, T. W.; MÄDER, P.; PULLEMAN, M.; SUKKEL, W.; VAN GROENIGEN, J. W.; BRUSSAARD, L. **Soil quality - A critical review**. *Soil Biology and Biochemistry* 120:105, 2018

CAMPISI, T.; ABBONDANZI, F.; CASADO-MARTINEZ, C.; DELVALLS, T.; GUERRA, R.; IACONDINI, A. **Effect of sediment turbidity and color on light output measurement for Microtox® Basic Solid-Phase Test**. *Chemosphere*, 60(1): 9–15, 2005.

CARNEIRO, F.F., AUGUSTO L. G. S., RIGOTTO R. M., FRIEDRICH K., BÚRIGO, A. C., organizadores. **Dossiê Abrasco: um alerta sobre os impactos dos agrotóxicos na saúde**. Rio de Janeiro/São Paulo: Abrasco; 2015.

CAVIGLIONE, J. H. **S-Index as an indicator of physical quality in soils of the Parana state/Índice S como indicador de qualidade física em solos do estado do Parana**. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*. Vol. 22, Issue 7, 2018.

CETESB. **Qualidade das águas interiores no estado de São Paulo**. São Paulo: 2019. Disponível em: <<https://cetesb.sp.gov.br/aguas-interiores/wp-content/uploads/sites/12/2019/10/Relat%C3%B3rio-de-Qualidade-das-%C3%81guas-Interiores-no-Estado-de-SP-2018.pdf>> Acessado em: 08 de maio de 2020.

CIRCUNVIS, B. C.; HECK, M. C. ; VICENTINI, V. E. P. **Investigação do potencial citotóxico das águas superficiais do ribeirão atlântico (Madagaçu-PR) em allium cepa L**. *SaBios: Rev. Saúde e Biol.*, v.7, n.3, p.7-14, set.-dez., 2012.

- COLEMAN, R.N.; QURESHI, A. A. **Microtox and Spirillum voluntans tests for assessing toxicity of environmental samples.** Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology, v. 35, p. 443-451, 1985.
- COLLARES, G. L.; REINERT, D. J.; REICHERT, J. M.; KAISER, D. R.; **Compactação superficial de Latossolos sob integração lavoura – pecuária de leite no noroeste do Rio Grande do Sul.** Ciência Rural, Santa Maria, v.41, n.2, p.246-250, fev, 2011.
- COSTA, C. R.; OLIVI, P.; CLARICE M. R. BOTTA, C. M .R.; ESPINDOLA, E. L. G. **A toxicidade em ambientes aquáticos: discussão e métodos de avaliação.** Quím. Nova vol.31 no.7 São Paulo, 2008.
- COSTA, F.S.; ALBUQUERQUE, J.A.; BAYER, C.; FONTOURA, S.M.V. & WOBETO, C. **Propriedades físicas de um Latossolo Bruno afetadas pelos sistemas plantio direto e preparo convencional.** R. Bras. Ci. Solo, 27:527-535, 2003.
- CUNHA, T. J.; MENDESA. M. S.; GIONGO, V. **Matéria Orgânica do Solo.** In: Recurso solo: propriedades e usos. NUNES, R. R.; REZENDE, M. O. O. (organizadores). – 1. ed. . – São Carlos : Editora Cubo, 2015.
- DA SILVA SOUZA, T.; DE SOUZA, V. V.; LASCOLA, M. B. **Assessment of surface water using Allium cepa test and histological analysis in Rhamdia quelen.** Environmental Monitoring and Assessment, 190:420, 2018.
- DANELUZ, D.; TESSARO, D. **Padrão físico-químico e microbiológico da água de nascentes e poços rasos de propriedades rurais da região sudoeste do Paraná.** Arq. Inst. Biol., São Paulo, v.82 p. 1-5, 2015.
- DARWICH, A. J.; ALVES; L. F.; APRILE, F. M.; ROBERTSON, B. A. **Limnologia do Lago Tupé: dinâmica espaço-temporal do oxigênio dissolvido.** In: SANTOS-SILVA, E. N.; APRILE, F. M.; SCUDELLER, V. V.; MELO, S. (Orgs.) Biotupé: Meio Físico, Diversidade Biológica e Sociocultural do Baixo Rio Negro, Amazônia Central. Editora INPA, Manaus, 2005.
- DELLAMATRICE, P. M.; MONTEIRO, R. T. R. **Principais aspectos da poluição de rios brasileiros por pesticidas.** Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental. 2014.
- DERISIO, J. C. **Introdução ao controle de poluição ambiental.** 5 ed. Oficina de textos. São Paulo: Oficina de textos, 2017.
- DOE, K., SCROGGINS, R., MCLEAY, D., WOHLGESCHAFFEN, G., **Solid-phase test for sediment toxicity using the luminescent bacterium Vibrio fischeri.** In: Blaise, C., Féard, J.F. (Eds.), Small-scale Freshwater Toxicity Investigations, vol. 1. Springer, Dordrecht, pp. 107–136. 2005.
- DÜSMAN, E.; LUZZA, M.; SAVEGNAGO, L.; LAUXEN, D.; VICENTINI, V. E. P.; TONIAL, I. B.; SAUER, T. P. **Allium cepa L. as a bioindicator to measure cytotoxicity of surface water of the Quatorze River, located in Francisco Beltrão, Paraná, Brazil.** Environmental Monitoring and Assessment, 186(3), 1793–1800, 2014.

EMBRAPA. **Atlas climático da região Sul do Brasil: estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul.** Wrege, M. S. et al. Editores técnicos. Brasília, DF: Embrapa, 2012.

EMBRAPA. **Manual de métodos de análise de solo.** 3. ed. rev. e ampl. – Brasília, DF : Embrapa, 2017.

EMBRAPA. **Manual de procedimentos de coleta de amostras em áreas agrícolas para análise da qualidade ambiental: solo, água e sedimentos.** FILIZOLA, H. F.; GOMES, M. A. F.; SOUZA, M. D. de (Ed.). Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2006. 169 p.

EMBRAPA. **Manual de métodos de análises químicas para avaliação da fertilidade do solo.** Rio de Janeiro: Embrapa-CNPS, 1998.

EMBRAPA. **Mapa de solos do estado do Paraná.** Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2008.

EMBRAPA. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos.** SANTOS, H. G. (Org.) *et al.*, 5. ed., rev. e ampl. – Brasília, DF, 2018.

EMBRAPA. **Solos do estado de Santa Catarina.** Rio de Janeiro : Embrapa Solos, 2004.

ESTEVES, F. A. **Fundamentos de Limnologia.** 2. ed. Rio de Janeiro: Interciência, 1998. 601 p.

FAGERIA, N. K. **Níveis adequados e tóxicos de zinco na produção de arroz, feijão, milho, soja e trigo em solo de cerrado** Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental, v.4, n.3, p.390-395, 2000.

FAGERIA, N. K.; MOREIRA, A. **The Role of Mineral Nutrition on Root Growth of Crop Plants.** In. SPARKS, D. L. (ed.) *Advances in Agronomy*, Vol. 110, Burlington: Academic Press, pp. 251-331, 2011.

FARIAS, C. B. M; OLIVEIRA, A. J.; DA SILVA, E. L.; RAMOS, L. P. N.; LEITE, D. M.; KARSBUG, I. V. **Avaliação Citogenotóxica de Solos Agrícolas em Bioensaio com Allium Cepa.** Brazilian Journal of Development, Curitiba, v. 6, n. 7, p. 48077 - 48087 jul. 2020.

FERNANDES, M. M, *et al.* **Influência do uso do solo na qualidade de água na microbacia Glória, Macaé, Rio de Janeiro.** Engenharia Ambiental - Espírito Santo do Pinhal, v. 8, n. 2, p. 105-116, abr. /jun. 2011.

FILIZOLA, H. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; GOMES, M. A. F.; SOUZA, M. D. **Contaminação dos Solos em Áreas Agrícolas** In. MANZATTO, C. V.; FREITAS JUNIOR, E.; PERES, J. R. R. *Uso agrícola dos solos brasileiros.* – Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2002.

FISKESJÖ, G. **The Allium test as a standard in environmental monitoring.** Hereditas 102(1), p. 99-112, 1985.

FUNASA. **Manual de controle da qualidade da água para técnicos que trabalham em ETAS.** Ministério da Saúde, Fundação Nacional de Saúde. – Brasília : Funasa, 2014.

- GHEZZEHEI, T. A. **Soil Structure**. In: HUANG, P. M.; LI, Y. SUMNER, M. E.; Handbook of Soil sciences Properties and processes. 2^a ed. Taylor & Francis Group, LLC: 2012.
- GIBSON, J. J.; BIRKS, S. J.; YI, Y.; SHAW, P.; MONCUR, M. C. **Isotopic and geochemical surveys of lakes in coastal BC: insights into regional water balance and water quality controls**. Journal of Hydrology: Regional Studies, 17, 47–63. 2018.
- GILBERT, N.; MEWIS, R. E.; SUTCLIFFE, O. B. **Classification of fentanyl analogues through principal component analysis (PCA) and hierarchical clustering of GC–MS data**. Forensic Chemistry, v. 21, p. 100287, 2020.
- GILLIOM, R.J.; BARBASH, J.E.; CRAWFORD, C.G.; HAMILTON, P.A.; MARTIN, J.D.; NAKAGAKI, N.; NOWELL, L.; SCOTT, J.C.; STACKELBERG, P.E.; THELIN, G.P.; *et al.* **Pesticides in the Nation’s Streams and Ground Water, 1992–2001; Revised February 2007**; U.S. Geological Survey: Reston, VA, USA, 2006.
- GONÇALVES, D. R. P.; ROCHA, C. H. **Qualidade da água e padrões de uso da terra em bacias hidrográficas**. Pesq. agropec. bras. vol.51 no.9 Brasília Sept. 2016.
- GUBIANI, P. I.; REINERT, D. J.; REICHERTI, J. M. **Valores críticos de densidade do solo avaliados por condições de contorno**. Ciência Rural, v.44, n.6. Santa Maria,2014.
- GUILHERME, L. R. G.; MARCHI, G.; GONÇALVES, V. C.; PINHO, P. J. PIERANGELI, M. A. P.; REIN, T. A. **Metais em fertilizantes inorgânicos : avaliação de risco à saúde após a aplicação**. 2. ed. Lavras: UFLA, 2015. 210 p.
- HAWKESFORD, M.; HORST, W., KICHEY, T.; LAMBERS, H.; SCHJOERRING, J; MOLLER, I. S.; WHITE, P. **Functions of Macronutrients**. In: MARSCHNER, H.; MARSCHNER, P. Mineral nutrition of higher plants. Viena: Academic Press, p. 645, 2012.
- HORAN, N. J. **Faecal indicator organisms**. In. Handbook of water and wastewater microbiology. Edited by MARA, D. and Horan, N. J. Elsevier: 2003.
- IAPAR. **Atlas climático do estado do Paraná**. / Pablo Ricardo Nitsche... [*et al.*]. – Londrina (PR): Instituto Agrônômico do Paraná, 2019. 210 p.
- IBGE. **Mapa da vegetação do Brasil e Mapa de biomas do Brasil**. IBGE. 2004. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br>> Acessado em:19 abr. 2018.
- IBGE. **Censo Demográfico 2010 - Características da população e dos domicílios**. Rio de Janeiro, 2011.
- INCAPER. **Guia de interpretação de análise de solo e foliar**. PREZOTTI, L. C.; GUARÇONI, A. M (Ed.). Vitoria, ES: Incaper, 2013. 104 p.
- ISO 11348-3:2007. **Water quality -- Determination of the inhibitory effect of water samples on the light emission of *Vibrio fischeri* (Luminescent bacteria test) -- Part 3: Method using freeze-dried bacteria**. 2 ed. 2007.

- JAIN, R.; SRIVASTAVA, S.; SOLOMON, S.; SHRIVASTAVA, A. K.; CHANDRA, A.; **Impact of excess zinc on growth parameters, cell division, nutrient accumulation, photosynthetic pigments and oxidative stress of sugarcane (*Saccharum spp.*)** *Acta Physiol Plant.* 32:979–986, 2010.
- JOHNSON, B. T. **Microtox Acute Toxicity Test.** In: C. Blaise and J.-F. Férard (eds.), *Small-scale Freshwater Toxicity Investigations*, Vol. 1, 69-105. Springer, 2005.
- JORDÃO E.P.; PESSÔA, C. A. **Tratamento de esgotos domésticos.** 7º Ed. Rio de Janeiro, 2014.
- KARLEN, D.L., DITZLER, C.A., ANDREWS, S.S. **Soil quality: why and how?** *Geoderma* 114. 145–156, 2003.
- KASEMODEL, M. C.; PORTO, A. L. M.; NITSCHKE, M. **Biodegradação bacteriana de compostos organoclorados.** *Revista Química Nova.* São Paulo, v. 37, n. 8, p. 1351-1356, 2014.
- KIBBLEWHITE, M. G.; RITZ, K.; SWIFT, M. J. **Soil health in agricultural systems.** *Philosophical Transactions of the Royal Society B: biological Sciences* 363, 2008, 685–701.
- KLEIN, C; AGNE, S. A. A. **Fósforo: De nutriente à poluente!** *Rev. Elet. em Gestão, Educação e Tecnologia Ambiental* v(8), nº 8, p. 1713-1721, set-dez, 2012.
- KOMATSU, E.; VAZ, J. M. **Otimização dos parâmetros de extração para determinação multiresíduo de pesticidas em amostras de água empregando microextração em fase sólida.** *Quím. Nova* vol.27 no.5 São Paulo Sept./Oct. 2004.
- LATTIN, J. M.; CARROLL, J. D.; GREEN, P. E. **Análise de dados multivariados.** São Paulo: Cengage Learning, 2011.
- LEME, D. M.; MARIN-MORALES, M. A. **Allium cepa test in environmental monitoring: A review on its application.** *Mutation Research* 682 71–81. 2009.
- LEVAN, A. **The effect of colchicines in root mitosis in *Allium*,** *Hereditas* 24, 471–486, 1938.
- LIBÂNIO, M. **Fundamentos de qualidade e tratamento de água.** Campinas, SP: Editora Atomo, 3ª Ed. 2010.
- LIMA, C. L. R.; PILLON, C. N.; LIMA, A. C. R. **Qualidade física do solo: Indicadores quantitativos.** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2007. 25 p.
- LIMA, W. P. **Hidrologia florestal aplicada ao manejo de bacias hidrográficas.** USP: 2º ed. Piracicaba, 2008.
- MA, X. Y.; WANG A, X. C.; NGO, H. H.; GUO, W.; WU, M. N.; WANGA, N. **Bioassay based luminescent bacteria: Interferences, improvements, and applications.** *Sci. Total Environ.* Jan 15;468-469:1-11, 2014.

MAGALHÃES, D. P.; FERRÃO FILHO, A. S. **A ecotoxicologia como ferramenta no biomonitoramento de ecossistemas aquáticos.** Oecologia Brasiliensis. v. 12, n. 3, p. 355-381. 2008.

MALLMANN, F. J. K.; MIOTTO, A.; SANTANA, N. A.; JACQUES, R. J. S. **Importância, riscos e fontes de contaminação por metais pesados nos solos do Sul do Brasil.** In: TIECHER, T. (Org.) Manejo e conservação do solo e da água em pequenas propriedades rurais no sul do Brasil : impacto das atividades agropecuárias na contaminação do solo e da água. Frederico Westphalen : RS : URI, 2017. 181 p.

MARQUES, M. N. **Avaliação do impacto da agricultura em áreas de proteção ambiental, pertencentes à bacia hidrográfica do rio Ribeira de Iguape, São Paulo** Quim. Nova: 2007 Vol. 30, No. 5, 1171-1178

MARTINS, E. C. A.; PELUZIO, J. M.; JUNIOR, W. P. O.; TSAI, S. M. T.; NAVARRETE A. A.; MORAIS, P. B. **Alterações dos atributos físico-químicos da camada superficial do solo em resposta à agricultura com soja na várzea do Tocantins.** Macapá: 2015 v. 5, n. 4, p. 56-62

MEDEIROS, A. C.; LIMA, M. O.; GUIMARÃES, 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, v. 21, p. 695-705, 2016.

MEURER, E. J.; RHEINHEIMER, D.; BISSANI, C. **Fenômeno de sorção em solos.** In: MEURER, E. J. (Ed.) Fundamentos de química do solo. 6ª ed. Porto Alegre: Evangraf, 2017. 113-154 p.

MELO, G. M. P.; MELO, V. P.; BERTIPAGLIA, L. M. A. **Introdução às Práticas Agrícolas.** In: Recurso solo: propriedades e usos. NUNES, R. R.; REZENDE, M. O. O. (organizadores). – 1. ed. – São Carlos : Editora Cubo, 2015.

MOEBIUS-CLUNE, B. N.; MOEBIUS-CLUNED, J.; GUGINO, B.K.; O.J. IDOWU; R.R. SCHINDELBECK; A.J. RISTOW; H.M. VAN ES; J.E. THIES; H. A. SHAYLER; M. B. MCBRIDE; D.W. WOLFE; ABAWI, G.S. **Comprehensive assessment of soil health: The Cornell Framework Manual.** Edition 3.0, Cornell University: Geneva, NY, 2016.

NOGUEIRA NETO, A. C.; BORRELY, S. I.; CAVALCANTE, P. S. **Avaliação de toxicidade aguda e crônica em águas do rio Jundiá e em afluentes e efluentes da ete novo horizonte, Jundiá, São Paulo.** Rev. Saberes UNIJIPA, Ji-Paraná, Vol 8 n° 1 Jan/Jun 2018.

OGA, S.; CAMARGO, M.A.A.; BATISTUZZO, J.A.O. **Fundamentos da toxicologia.** 3ª edição. São Paulo: Atheneu Editora 2008.

OLIVEIRA *et al.*, **Malformações congênitas em municípios de grande utilização de agrotóxicos em Mato Grosso, Brasil.** Ciênc. saúde coletiva vol.19 n° 10 Rio de Janeiro Oct. 2014.

PINHEIRO, A. *et al.* Estudo da Presença de Pesticidas no Perfil do Solo , sob Diferentes Tipos de Culturas. **Revista Brasileira de Recursos Hídricos**, v. 14, n. 3, p. 51–59, 2009.

PRESTON, R. J.; HOFFMANN, G. R. **Toxicologia genética**. In: KLAASSEN, C. D.; WATKINS III, J. B. Fundamentos em toxicologia de Casarett e Doull. 2ª ed. Porto Alegre: AMGH, 2012.

QUEIROZ, M. M. F. **Influência do uso do solo na qualidade da água de uma microbacia hidrográfica rural**. **Revista Verde**. Mossoró/RN, V.5, n.4, p. 200 - 210, 2010.

RAMADE, F. 1977. **Ecotoxicologie**. Masson. Paris, França. 205p. In: MAGALHÃES, D. P.; FERRÃO FILHO, A. S. A ecotoxicologia como ferramenta no biomonitoramento de ecossistemas aquáticos. *Oecol. Bras.*, v.12, n.3, p.355-381, 2008.

REBELLO JR., T. R.; BORTOLOZO, F. R.; PARRON, L. M. **Organic matter content in riparian areas of soil composed of woody vegetation and grass and its effects on pesticide adsorption**. *International Journal of Recycling of Organic Waste in Agriculture* 8:67–72, 2019.

REICHARDT, K.; TIMM, L. C. **Solo, planta e atmosfera - Conceitos, processos e aplicações**. Barueri, SP. Manole: 2004.

RESENDE, A. V. **Agricultura e qualidade da água: contaminação da água por nitrato**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2002.

RIBEIRO, K. H.; FAVARETTO, N.; DIECKOW, J.; SOUZA, L. C. P.; MINELLA, J. P. G.; ALMEIDA, L.; RAMOS, M. R. **Quality of surface water related to land use: A case study in a catchment with small farms and intensive vegetable crop production in southern Brazil**. *R. Bras. Ci. Solo*, 38:656-668, 2014.

RONQUIM, C. C. **Conceitos de fertilidade do solo e manejo adequado para as regiões tropicais**. Campinas: Embrapa Monitoramento por Satélite, 2010.

ROSCOE, R; MERCANTE, F. M.; SALTON, J. C. **Dinâmica da matéria orgânica do solo em sistemas conservacionistas: Modelagem Matemática e Métodos Auxiliares**. .Embrapa, Dourados/MS: 2006.

SÁ, M. A. C.; JUNIOR, J. D. G. S. **Compactação do solo: consequências para o crescimento vegetal**. Embrapa: 2005.

SCHOONOVER, J. E.; CRIM, J. F. **An Introduction to Soil Concepts and the Role of Soils in Watershed Management**. Universities Council on Water Resources Journal of Contemporary Water Research & Education Issue 154, Pages 21-47, April 2015.

SALES, J. M. J.; AGUIAR NETTO, A. O.; MONTEIRO, A. S. C.; CARVALHO, C. M. **Variabilidade espaço-temporal da qualidade da água em área de agricultura irrigada**. *Revista Brasileira de Agricultura Irrigada* v.14, nº.3, p. 4071 – 4085, 2020.

SILVA, C. M. M. S.; FAY, E. F. **Agrotóxico e ambiente**. Brasília, DF : Embrapa Informação Tecnológica, 2004. 400 p.

SILVA, D. C. V. R.; POMPÊO, M.; PAIVA, T. C. B. A. **Ecotoxicologia no Contexto Atual no Brasil**. In: POMPÊO, M.; MOSCHINI-CARLOS, V.; NISHIMURA, P.Y.; SILVA, S.C.; DOVAL, J.C.L. (Org.). *Ecologia de Reservatórios e Interfaces*. Cap. 22, p. 340-353. São Paulo: Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, 2015.

SILVA, M. B.; KLIEMANN, H.J.; SILVEIRA, P.M. & LANNA, A.C. **Atributos biológicos do solo sob influência da cobertura vegetal e do sistema de manejo**. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 42, p.1755-1761, 2007.

SILVA, V. B., GASPARETTO, N. V. L. **Qualidade da água na sub-bacia do rio do Campo - Campo Mourão-PR**. *Revista Brasileira de Geografia Física*: 2016. v.09, n.02 585-600.

SILVEIRA, M. A. D.; RIBEIRO, D. L.; MARCONDES, J. P. C.; D'ARCE, L. P. G. **Sulfentrazone and Flumetsulam herbicides caused DNA damage and Instability in *Allium cepa* test**. *International Journal of Environmental & Agriculture Research (IJOEAR)* [Vol-2, Issue-8], August- 2016.

SIMÃO, G.; DAMIANI, A. P. M.; ALEXANDRE, N. Z.; SILVA, B. G. **Qualidade da água utilizada para consumo humano em áreas rurais, estudo de caso no município de Santa Rosa do Sul - Santa Catarina**. *Holos Environment*, 20 (1): 100-116. 2020.

SIMEDO, M. B. L. ; MARTINS, A. L. M.; PISSARRA, T. C. T.; LOPES, M. C.; . COSTA, R. C. A R. F. VALLE-JUNIOR, ; CAMPANELLI, L. C.; ROJAS, N. E. T.; FINOTO, E. L. **Effect of watershed land use on water quality: a case study in Córrego da Olaria Basin, São Paulo State, Brazil**. *Braz. J. Biol.*, vol. 78, no. 4, pp. 625-635, 2018.

SRIVASTAVA, K.; MISHRA, K. K. **Cytogenetic effects of commercially formulated atrazine on the somatic cells of *Allium cepa* and *Vicia faba***. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 93, 8–12. 2009.

SOBRERO, M. C.; RONCO, A. **Ensayo de toxicidad aguda con semillas de lechuga (*Lactuca sativa* L)** In: MORALES, G. C. (Ed.). *Ensayos toxicológicos y métodos de evaluación de calidad de aguas: estandarización, intercalibración, resultados y aplicaciones*. 1. ed. México: Instituto Mexicano de Tecnología del Agua, 2004. 71 p. Disponível em: <<https://idl-bncidrc.dspacedirect.org/bitstream/handle/10625/26391/IDL-26391.pdf?sequence=106>>. Acessado em:29 mai. 2019.

SOUSA, J. M. C.; PERON, A. P.; DA SILVA E SOUSA, L.; HOLANDA, M. M.; LIMA, A. M. V.; DE OLIVEIRA, V. A.; JUNIOR, H. F. J. **Cytotoxicity and genotoxicity of Guaribas river water (Piauí, Brazil), influenced by anthropogenic action**. *Environmental Monitoring and Assessment*, 189:301, 2017.

VAN OOST, K.; BAKKER, M. M. **Soil productivity and Erosion**. In: WALL, D.H., BARDGETT, R.D., BEHAN-PELLETIER, V., HERRICK, J.E., JONES, H., RITZ, K., SIX, J., STRONG, D.R., VAN DER PUTTEN, W.H. (Eds.). *Soil Ecology and Ecosystem Services*. Oxford University Press, Oxford, UK, 2012.

VERMA, S.; SRIVASTAVA, A. **Morphotoxicity and cytogenotoxicity of pendimethalin in the test plant *Allium cepa* L. - A biomarker based study.** Chemosphere 206, 248-254, 2018.

VILLAR, M. L. P. **Manual de interpretação de análise de plantas e solos e recomendação de adubação.** (EMPAER-MT, Série Documentos, 35). Cuiabá: EMPAER-MT, 2007. 182 p.

VON SPERLING, M. **Introdução à qualidade das águas e ao tratamento de esgotos.** 4ª ed., DESA/UFMG. Belo Horizonte: 2014.

WHO - World Health Organization. **Developing drinking-water quality regulations and standards: general guidance with a special focus on countries with limited resources.** Geneva: World Health Organization: 2018. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/272969/9789241513944-eng.pdf?ua=1>>. Acessado em: 12 de maio de 2020.

YI, X.; GAO, Z.; LIU, L.; ZHU, Q.; HU, G.; ZHOU, X. **Acute toxicity assessment of drinking water source with luminescent bacteria: Impact of environmental conditions and a case study in Luoma Lake, East China.** Frontiers of Environmental Science & Engineering 14(6): 109. 2020.

ZADOROZHNYAYA, O.; KIRSANOV, D.; BUZHINSKY, I.; TSAREV, F.; ABRAMOVAC, N.; BRATOV, A.; MUNOZ, F. J.; RIBÓ, J.; BORI, J.; RIVA, M. C.; LEGINA, A. **Water pollution monitoring by an artificial sensory system performing in terms of *Vibrio fischeri* bacteria.** Sensors and Actuators B: Chemical 207, 1069–1075 2015.

ZAID, A.; AHMAD, B.; JALEEL, H.; WANI, S. H.; HASANUZZAMAN, M. **A Critical Review on Iron Toxicity and Tolerance in Plants: Role of Exogenous Phytoprotectants.** In: AFTAB T., HAKEEM K.R. (eds) Plant Micronutrients. Springer, 2020. pp 83-99.

ZAGATTO, P.A.; BERTOLETTI, E. **Ecotoxicologia aquática – princípios e aplicações.** 2 ed. São Carlos: Rima, 2008.

APÊNDICE A - AGRUPAMENTO DE DADOS DO TESTE DE TOXICIDADE COM *A. CEPA* EM AMOSTRAS DE SOLO, NAS QUATRO ESTAÇÕES DO ANO

Tabela A-1 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos de controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos amostras de solos coletados no **inverno**, em células de raiz de *A. cepa*, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Repetição Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO+	1	-	-	-	-	-	-	-
	2	1000	0,2	998	1	0	0	1
	3	1000	0	1000	0	0	0	0
	4	1000	1	990	5	2	2	1
	5	1000	1,9	981	14	3	2	0
	6	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	5000	0,62	4969	20	5	4	2
CO-	1	1000	3,9	961	13	14	5	7
	2	1000	3,9	961	10	16	9	4
	3	1000	1,8	982	1	7	6	4
	4	1000	6,1	939	17	22	11	11
	5	1000	8	920	46	17	12	5
	6	1000	5,8	942	11	22	11	14
	Total	6000	4,92	5705	98	98	54	45
PR-F	1	1000	0,3	997	0	0	2	1
	2*	1000	9,7	903	42	33	16	6
	3	1000	0,5	995	0	3	1	1
	4	1000	0,1	999	0	1	0	0
	5	-	-	-	-	-	-	-
	6	1000	0,4	996	2	1	1	0
	Total	5000	0,33	3987	2	5	4	2
PR-L (R1)	1	1000	2,6	974	7	12	5	2
	2	1000	3,6	964	17	6	10	3
	3	1000	5	950	26	13	8	3
	4	1000	3,6	964	20	8	7	1
	5	1000	5,5	945	6	23	15	11
	6	1000	4,9	951	30	12	3	4
PR-L (R1)	1	1000	5,4	946	14	19	13	8
	2	1000	2,2	978	5	6	5	6
	3	1000	2,6	974	4	11	3	8
	4	1000	3,7	963	7	17	8	5
	5	1000	2,5	975	4	8	9	4
	6	-	-	-	-	-	-	-
Total	11000	3,78	10584	140	135	86	55	

Nota: I: Interfase, P: Prófase, M: Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela A-1 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos de controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos amostras de solos coletados no **inverno**, em células de raiz de *A. cepa*, em 72 h de exposição. (conclusão)

Grupos	Repetição Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
	1*	1000	0	0	0	0	0	0
SC-F	2	1000	3,7	963	9	12	11	5
	3	1000	3,8	962	16	10	10	2
	4	1000	3	970	4	15	5	6
	5	1000	5,1	949	11	18	11	11
	6	1000	5,1	949	11	16	8	16
	Total	5000	4,14	4793	51	70	45	40
SC-L (R1)	1	1000	5,8	942	26	19	7	6
	2	1000	1,5	985	2	8	4	1
	3	1000	3,8	962	10	18	6	4
	4	1000	0,7	993	2	4	1	0
	5	1000	3,9	961	9	18	5	7
	6	-	-	-	-	-	-	-
SC-L (R2)	1	1000	1,3	987	3	3	6	1
	2	1000	7,3	927	34	20	12	7
	3	1000	2,7	973	3	10	8	6
	4	1000	3	970	9	8	9	4
	5	1000	1,8	982	3	7	4	4
	6	1000	2,6	974	8	5	10	3
Total	11000	3,13	10656	109	120	72	43	
RS-F	1	1000	2,2	978	27	37	20	11
	2	1000	6	940	3	13	4	10
	3	1000	3,3	967	14	21	15	13
	4	1000	3,8	962	3	12	5	10
	5	1000	2,5	975	11	11	6	5
	6	1000	4	960	6	9	7	5
Total	6000	3,63	5782	17	11	42	45	
RS-L (R1)	1	1000	4	960	9	17	9	5
	2	-	-	-	-	-	-	-
	3	1000	3,3	967	9	15	9	0
	4	1000	0,9	991	3	2	0	4
	5	1000	1,3	987	6	3	2	2
	6	-	-	-	-	-	-	-
RS-L (R2)	1	1000	3,1	969	8	9	8	6
	2	1000	1,1	989	4	5	2	0
	3	1000	6,3	937	23	22	17	1
	4	-	-	-	-	-	-	-
	5	1000	6,4	936	23	16	15	10
	6	1000	6,4	936	20	18	19	7
Total	9000	3,64	8672	105	107	81	35	

Nota: I: Interfase, P: Prófase, M: Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela A-2 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos das amostras de solo, em células de raiz de *A. cepa*, na estação do **inverno**, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase		Metáfase			Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C4	0	1	0	0	0	2	0	0	3	0,3
	C5	0	3	0	0	0	0	0	0	3	0,3
	C6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	0	4	0	0	0	2	0	0	6	0,12
CO-	C1	0	1	0	0	1	0	1	0	3	0,3
	C2	0	7	0	0	1	0	1	1	10	1
	C3	0	1	0	0	1	0	2	0	4	0,4
	C4	1	3	0	0	3	0	0	0	7	0,7
	C5	0	1	0	0	4	0	0	1	6	0,6
	C6	0	4	0	0	3	0	0	2	9	0,9
	Total	1	17	0	0	13	0	4	4	39	0,65
PR-F	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2*	0	10	1	0	5	0	1	2	19	1,9
	C3	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	C4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0,03
PR-L (R1)	C1	0	1	0	0	3	0	1	0	5	0,5
	C2	0	0	0	0	2	1	2	0	5	0,5
	C3	0	3	0	0	2	0	0	0	5	0,5
	C4	0	2	0	0	1	0	3	0	6	0,6
	C5	0	4	0	1	2	0	0	0	7	0,7
	C6	0	4	0	0	4	0	0	2	10	1
PR-L (R2)	C1	0	1	0	0	3	0	1	2	7	0,7
	C2	0	0	0	0	2	0	0	0	2	0,2
	C3	0	1	0	0	3	0	0	1	5	0,5
	C4	0	2	0	0	1	0	0	0	3	0,3
	C5	0	1	0	0	2	1	0	0	4	0,4
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	0	19	0	1	25	2	7	5	59	0,54	
SC-F	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2	0	1	0	0	1	0	0	2	4	0,4
	C3	0	2	0	0	1	0	1	1	5	0,5
	C4	0	0	1	0	4	0	0	0	5	0,5

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela A-2 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para o grupos grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos das amostras de solo, em células de raiz de *A. cepa*, na estação do **inverno**, em 72 h de exposição. (conclusão)

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
SC-F	C5	0	2	0	0	1	0	0	2	5	0,5
	C6	0	1	0	0	3	0	0	1	5	0,5
	Total	0	6	1	0	10	0	1	6	24	0,40
SC-L (R1)	C1	1	5	0	0	2	1	1	0	10	1
	C2	0	1	0	0	2	0	0	1	4	0,4
	C3	0	2	0	0	2	1	0	0	5	0,5
	C4	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,1
	C5	0	3	0	0	1	0	0	0	4	0,4
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Total	1	9	1	1	14	1	2	8	36	0,60
SC-L (R2)	C1	0	0	0	0	1	0	1	1	3	0,3
	C2	0	5	0	1	6	1	1	2	16	1,6
	C3	0	0	0	0	4	0	0	1	5	0,5
	C4	0	3	1	0	0	0	0	1	5	0,5
	C5	0	0	0	0	1	0	0	1	2	0,2
	C6	0	1	0	0	2	0	0	2	5	0,5
	Total	1	20	1	1	21	3	3	10	60	0,55
RS-F	C1	0	4	0	0	1	0	0	0	5	0,5
	C2	0	4	0	0	1	0	0	0	5	0,5
	C3	0	1	0	0	0	1	0	0	2	0,2
	C4	0	4	1	0	1	1	0	0	7	0,7
	C5	0	0	0	1	1	0	0	0	2	0,2
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Total	0	13	1	1	4	2	0	0	21	0,42
RS-L (R1)	C1	0	1	0	0	3	0	2	1	7	0,7
	C2	-	-	-	-	-	0	-	-	-	-
	C3	0	2	0	0	2	0	0	2	6	0,6
	C4	0	0	0	0	2	0	0	0	2	0,2
	C5	0	2	0	0	0	0	0	0	2	0,2
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Total	0	5	0	0	7	0	2	2	14	0,4
RS-L (R2)	C1	0	1	0	0	2	0	1	0	4	0,4
	C2	0	2	0	0	1	0	0	0	3	0,3
	C3	0	0	0	0	7	0	3	2	12	1,2
	C4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C5	0	3	0	0	2	0	2	0	7	0,7
	C6	0	0	0	0	4	0	2	1	7	0,7
	Total	0	11	0	0	23	0	10	6	50	0,56

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela A-3 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos de controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos amostras de solos coletados na **primavera**, em células de raiz de *A. cepa*, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Repetição Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO+	1	-	-	-	-	-	-	-
	2	1000	0,2	998	1	0	0	1
	3	1000	0	1000	0	0	0	0
	4	1000	1	990	5	2	2	1
	5	1000	1,9	981	14	3	2	0
	6	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	5000	0,62	4969	20	5	4	2
CO-	1	1000	4,9	951	28	11	8	8
	2	1000	5,4	946	21	12	13	8
	3	-	-	-	-	-	-	-
	4	-	-	-	-	-	-	-
	5	1000	3,1	969	8	8	5	10
	6	-	-	-	-	-	-	-
	Total	3000	4,47	2866	57	31	26	26
PR-F	1	1000	3,2	968	22	7	1	2
	2	1000	1,3	987	2	8	0	3
	3	-	-	-	-	-	-	-
	4	1000	0,3	997	1	1	1	0
	5	1000	0,2	998	2	0	0	0
	6	-	-	-	-	-	-	-
	Total	4000	1,25	3950	27	16	2	5
PR-L (R1)	1	1000	5,2	948	21	18	7	6
	2	1000	3,7	963	18	9	8	2
	3	-	-	-	-	-	-	-
	4	1000	4,7	953	18	18	5	6
	5	1000	3,6	964	9	15	7	5
	6	-	-	-	-	-	-	-
PR-L (R2)	1	1000	3,6	964	17	11	5	3
	2	1000	4,3	957	17	13	8	5
	3	-	-	-	-	-	-	-
	4	1000	2,1	979	4	5	7	5
	5	1000	2,2	978	4	10	4	4
	6	-	-	-	-	-	-	-
Total	8000	3,67	7706	108	99	51	36	
SC-F	1*	1000	0,2	998	0	1	1	0
	2	1000	1,5	985	6	8	0	1
	3	1000	-	-	-	-	-	-
	4	1000	4,2	958	20	13	4	5
	5	1000	2	980	10	5	3	2
	6	1000	3	970	11	7	7	5
	Total	5000	2,68	3893	31	33	14	13

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela A-3 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos do grupo negativo (CO-) e os grupos amostras de solos coletados na **primavera**, em células de raiz de *A. cepa*, em 72 h de exposição. (conclusão)

Grupos	Repetição Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
SC-L (R1)	1	1000	2,5	975	5	9	7	4
	2	1000	2,6	974	12	5	5	4
	3	1000	3,4	968	12	8	5	9
	4	-	-	-	-	-	-	-
	5	-	-	-	-	-	-	-
	6	-	-	-	-	-	-	-
SC-L (R2)	1	1000	2,5	975	15	4	3	3
	2	1000	3,1	969	13	12	4	2
	3	1000	2,4	976	11	8	5	0
	4	1000	4,6	955	17	15	11	3
	5	1000	2,3	977	11	5	6	1
	6	1000	3,7	963	18	9	6	4
	Total	9000	3,01	8729	114	75	52	30
RS-F	1	1000	3,9	961	19	8	10	2
	2	1000	3,5	965	14	7	10	4
	3	-	-	-	-	-	-	-
	4	1000	1	990	5	2	1	2
	5	-	-	-	-	-	-	-
	6	-	-	-	-	-	-	-
	Total	3000	2,80	2916	38	17	21	8
RS-L (R1)	1	1000	4,5	955	18	14	8	5
	2	1000	3,6	964	11	11	6	8
	3	1000	2,1	979	6	8	6	1
	4	1000	4,3	957	18	13	6	6
	5	1000	4,3	957	15	10	12	6
	6	1000	3,1	969	21	7	2	1
RS-L (R2)	1	1000	4,1	959	13	19	5	4
	2	1000	1,6	984	3	6	5	2
	3	-	-	-	-	-	-	-
	4	1000	4,9	951	17	15	10	7
	5	1000	3,7	963	18	10	5	4
	6	-	-	-	-	-	-	-
	Total	10000	3,62	9638	140	113	65	44

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

Tabela A-4 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos das amostras de solo, em células de raiz de *A. cepa*, na estação da **primavera**, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase		Metáfase			Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C4	0	1	0	0	0	2	0	0	3	0,3
	C5	0	3	0	0	0	0	0	0	3	0,3
	C6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	0	4	0	0	0	2	0	0	6	0,12
CO-	C1	0	3	0	0	1	0	2	1	7	0,7
	C2	0	1	0	0	4	0	3	0	8	0,8
	C3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C5	0	1	0	0	1	0	2	1	5	0,5
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Total	0	5	0	0	6	0	7	2	20	0,67
PR-F	C1	0	3	0	0	1	0	0	0	4	0,4
	C2	0	2	0	0	0	0	2	0	4	0,4
	C3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C4	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0,1
	C5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Total	0	5	0	0	1	0	3	0	9	0,22
PR-L (R1)	C1	0	0	0	0	1	0	3	0	4	0,4
	C2	0	1	0	0	1	0	0	1	3	0,3
	C3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C4	0	1	0	0	0	0	0	4	5	0,5
	C5	0	2	0	0	0	0	0	2	4	0,4
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Total	0	4	0	0	0	0	0	4	8	0,8
PR-L (R2)	C1	0	1	1	0	2	0	0	2	6	0,6
	C2	0	4	0	0	0	0	0	4	8	0,8
	C3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C4	0	5	0	0	2	0	0	2	9	0,9
	C5	0	2	0	0	3	0	0	2	7	0,7
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Total	0	16	1	0	9	0	3	17	46	0,58
SC-F	C1	0	0	0	0	1	0	1	0	2	0,2
	C2	1	0	0	0	4	0	0	0	5	0,5
	C3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C4	0	2	0	0	4	0	2	1	9	0,9

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela A-4 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para o grupos grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos das amostras de solo, em células de raiz de *A. cepa*, na estação da **primavera**, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
SC-F	C5	0	2	0	0	1	0	0	1	4	0,4
	C6	0	2	0	0	1	0	0	2	5	0,5
	Total	1	6	0	0	11	0	3	4	25	0,50
SC-L (R1)	C1	0	1	0	1	1	0	0	1	4	0,4
	C2	0	1	0	0	2	0	0	2	5	0,5
	C3	0	0	2	1	1	0	1	0	5	0,5
	C4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
SC-L (R2)	C1	0	1	0	1	0	0	0	1	3	0,3
	C2	0	2	0	0	2	0	0	2	6	0,6
	C3	0	2	0	0	2	0	0	1	5	0,5
	C4	0	0	0	0	1	0	8	3	12	1,2
	C5	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,1
	C6	0	3	0	1	2	0	2	1	9	0,9
Total	0	10	2	4	11	0	11	12	50	0,56	
RS-F	C1	0	2	0	0	1	1	0	1	5	0,5
	C2	0	1	0	0	1	1	0	0	3	0,3
	C3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	0	3	0	0	2	2	0	1	8	0,27	
RS-L (R1)	C1	0	1	0	0	1	0	1	1	4	0,4
	C2	0	3	0	0	2	0	0	0	5	0,5
	C3	0	1	0	0	0	0	0	1	2	0,2
	C4	0	0	0	0	1	0	3	0	4	0,4
	C5	0	3	0	0	3	0	4	1	11	1,1
	C6	0	2	0	0	1	0	0	0	3	0,3
RS-L (R2)	C1	0	3	0	1	3	0	1	0	8	0,8
	C2	0	0	0	0	1	0	0	2	3	0,3
	C3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C4	0	3	1	1	1	0	1	0	7	0,7
	C5	0	1	0	0	4	0	0	1	6	0,6
	C6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	0	17	1	2	17	0	10	6	53	0,53	

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela A-5 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos de controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos amostras de solos coletados no **verão**, em células de raiz de *A. cepa*, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Repetição Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO+	1	-	-	-	-	-	-	-
	2	1000	0,2	998	1	0	0	1
	3	1000	0	1000	0	0	0	0
	4	1000	1	990	5	2	2	1
	5	1000	1,9	981	14	3	2	0
	6	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	5000	0,62	4969	20	5	4	2
CO-	1	1000	4,8	952	19	12	9	8
	2	1000	7,3	927	19	18	17	19
	3	1000	5,3	947	16	21	10	6
	4	1000	3,2	968	8	10	10	4
	5	1000	3,9	961	11	17	4	7
	6	1000	10	900	20	29	30	21
	Total	6000	5,75	5655	93	107	80	65
PR-F	1	1000	7,8	922	37	22	9	10
	2	1000	4,7	953	18	17	7	5
	3	-	-	-	-	-	-	-
	4	1000	2,6	974	5	11	6	4
	5	1000	5,6	944	25	13	9	9
	6	1000	4,6	954	6	21	15	4
	Total	5000	5,06	4747	91	84	46	32
PR-L (R1)	1	1000	6,1	939	23	22	5	11
	2	1000	5	950	14	16	15	5
	3	1000	4,8	952	7	24	11	6
	4	1000	6,3	937	8	25	15	15
	5	1000	4,2	958	1	16	14	11
	6	1000	3,7	963	3	16	17	1
PR-L (R2)	1	1000	6,9	931	27	28	12	2
	2	1000	5,5	945	8	27	13	7
	3	1000	3,8	962	12	12	12	2
	4	1000	3,3	967	11	10	8	4
	5	1000	2,8	972	6	14	4	4
	6	1000	6	940	17	27	10	6
Total	12000	4,87	11416	137	237	136	74	
SC-F	1	1000	1,5	985	4	4	3	4
	2	1000	1,4	986	6	3	3	2
	3	1000	1	990	3	5	1	1
	4	1000	2,8	972	11	11	4	2
	5	1000	3,2	968	11	11	9	1
	6	1000	2,7	973	8	11	4	4
	Total	6000	2,1	5874	43	45	24	14

Nota: I: Interfase, P: Prófase, M: Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

Tabela A-5 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos de controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos amostras de solos coletados no **verão**, em células de raiz de *A. cepa*, em 72 h de exposição. (conclusão)

Grupos	Repetição Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
SC-L (R1)	1	1000	8,5	915	40	21	16	8
	2	1000	5,9	941	22	25	7	5
	3	1000	2,8	972	12	10	4	2
	4	1000	4,5	955	18	21	6	0
	5	1000	3,8	962	7	15	9	7
	6*	1000	0,5	995	0	3	2	0
SC-L (R2)	1	1000	5	950	23	9	7	11
	2	1000	7,5	925	24	27	19	5
	3	1000	6,2	938	26	17	15	4
	4	1000	5,1	949	12	14	17	8
	5	1000	5,9	941	18	19	13	9
	6	1000	2,1	979	7	9	4	1
	Total	11000	5,21	10427	209	187	117	60
RS-F	1	1000	6,5	935	11	33	15	6
	2	1000	3,3	967	7	14	11	1
	3	1000	3,9	961	2	19	10	8
	4	1000	7,8	922	36	18	17	7
	5	1000	7,6	924	23	30	23	0
	6	1000	8,2	918	27	25	24	6
	Total	6000	6,22	5627	106	139	100	28
RS-L (R1)	1	1000	4,4	956	10	23	7	4
	2	1000	3,1	969	5	10	9	7
	3	1000	5,9	941	30	19	5	5
	4	1000	7	930	34	22	9	5
	5	1000	7,5	925	26	30	8	11
	6	1000	2,6	974	7	10	5	4
RS-D (R2)	1	1000	3,6	964	9	14	11	5
	2	1000	4,5	955	14	21	5	2
	3	1000	5,8	942	17	25	12	5
	4	1000	6,2	938	19	31	9	4
	5	1000	6,3	937	25	17	14	3
	6	1000	3,5	965	13	12	5	7
	Total	12000	5,03	11396	209	234	99	62

Nota: I: Interfase, P: Prófase, M: Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela A-6 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos das amostras de solo, em células de raiz de *A. cepa*, na estação do **verão**, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C4	0	1	0	0	0	2	0	0	3	0,3
	C5	0	3	0	0	0	0	0	0	3	0,3
	C6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	0	4	0	0	0	2	0	0	6	0,12
CO-	C1	0	5	0	0	1	0	2	3	11	1,1
	C2	0	4	1	1	5	1	2	2	16	1,6
	C3	0	5	0	0	4	0	5	0	14	1,4
	C4	0	3	0	0	5	1	3	1	13	1,3
	C5	0	7	0	1	1	0	1	0	10	1
	C6	0	3	0	0	2	1	6	0	12	1,2
	Total	0	27	1	2	18	3	19	6	76	1,27
PR-F	C1	0	2	0	0	1	1	0	0	4	0,4
	C2	0	3	0	0	1	0	1	0	5	0,5
	C3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C4	1	2	0	0	1	0	1	1	6	0,6
	C5	0	2	0	0	1	0	2	0	5	0,5
	C6	0	3	0	0	2	0	1	3	9	0,9
	Total	1	12	0	0	6	1	5	4	29	0,58
PR-L (R1)	C1	0	5	0	0	0	0	1	0	6	0,6
	C2	0	2	0	0	0	2	0	0	4	0,4
	C3	0	2	0	0	1	0	2	1	6	0,6
	C4	0	4	0	0	1	0	0	0	5	0,5
	C5	0	2	0	1	2	0	1	1	7	0,7
	C6	0	4	0	1	3	0	4	1	13	1,3
PR-L (R2)	C1	0	4	0	0	3	1	3	1	12	1,2
	C2	0	6	1	0	2	0	1	0	10	1
	C3	0	2	0	1	0	1	1	1	6	0,6
	C4	0	1	0	0	0	0	1	0	2	0,2
	C5	0	1	0	0	1	0	1	0	3	0,3
	C6	0	9	0	0	3	0	0	0	12	1,2
Total	0	42	1	3	16	4	15	5	86	0,72	
SC-F	C1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0,1
	C2	0	0	0	0	1	0	2	0	3	0,3
	C3	0	3	0	1	0	0	0	0	4	0,4
	C4	0	3	0	0	0	0	0	0	3	0,3

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela A-6 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para o grupos grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos das amostras de solo, em células de raiz de *A. cepa*, na estação do **verão**, em 72 h de exposição. (conclusão)

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
SC-F	C5	0	4	0	0	2	0	2	0	8	0,8
	C6	0	2	1	0	0	0	0	0	3	0,3
	Total	0	12	1	1	4	0	4	0	22	0,37
SC-L (R1)	C1	0	5	0	1	2	0	3	0	11	1,1
	C2	0	4	1	1	0	0	0	1	7	0,7
	C3	0	4	0	1	0	0	2	0	7	0,7
	C4	0	4	0	0	2	0	2	0	8	0,8
	C5	0	2	0	0	0	0	1	0	3	0,3
	C6	0	1	0	0	0	1	0	0	2	0,2
SC-L (R2)	C1	0	2	1	0	1	0	2	0	6	0,6
	C2	0	4	0	1	4	0	3	1	13	1,3
	C3	0	0	1	0	1	0	1	0	3	0,3
	C4	1	3	0	0	3	2	5	1	15	1,5
	C5	0	3	0	1	3	0	0	1	8	0,8
	C6	0	2	0	0	1	0	1	1	5	0,5
Total	1	34	3	5	17	3	20	5	88	0,73	
RS-F	C1	0	6	1	0	2	0	2	1	12	1,2
	C2	0	5	0	0	3	0	0	4	12	1,2
	C3	0	3	0	0	1	0	1	0	5	0,5
	C4	0	7	0	0	4	0	1	2	14	1,4
	C5	0	13	0	0	0	0	3	1	17	1,7
	C6	0	3	0	0	3	0	3	0	9	0,9
Total	0	37	1	0	13	0	10	8	69	1,15	
RS-L (R1)	C1	0	4	0	0	2	0	1	1	8	0,8
	C2	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0,1
	C3	0	1	0	0	1	0	2	0	4	0,4
	C4	0	5	2	0	8	1	0	1	17	1,7
	C5	0	2	2	0	4	1	7	0	16	1,6
	C6	0	3	0	0	0	0	3	0	6	0,6
Total	0	15	4	0	15	2	14	2	52	0,87	
RS-L (R2)	C1	0	7	1	0	1	0	1	1	11	1,1
	C2	0	1	0	0	4	0	0	3	8	0,8
	C3	0	7	0	0	1	1	2	1	12	1,2
	C4	0	10	0	0	3	0	1	1	15	1,5
	C5	0	3	0	0	1	1	0	1	6	0,6
	C6	0	6	0	0	0	0	1	0	7	0,7
Total	0	49	5	0	25	4	19	9	111	0,93	

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela A-7 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos de controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos amostras de solos coletados no **outono**, em células de raiz de *A. cepa*, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Repetição Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO+	1	-	-	-	-	-	-	-
	2	1000	0,2	998	1	0	0	1
	3	1000	0	1000	0	0	0	0
	4	1000	1	990	5	2	2	1
	5	1000	1,9	981	14	3	2	0
	6	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	5000	0,62	4969	20	5	4	2
CO-	1	1000	4,9	951	9	21	11	8
	2	1000	4,5	955	3	22	13	7
	3	1000	3,9	961	14	13	9	3
	4	1000	3,9	961	7	17	2	13
	5	1000	3,3	967	4	16	9	4
	6	1000	3	970	6	10	11	3
	Total	6000	3,92	5765	43	99	55	38
PR-F	1	1000	6,7	933	11	29	13	14
	2	1000	3,7	963	11	12	9	5
	3	1000	7,9	921	29	23	20	7
	4	1000	5,6	944	18	14	13	11
	5	1000	6	940	15	13	20	12
	6	1000	3,3	967	4	7	12	10
	Total	6000	5,53	5668	88	98	87	59
PR-L (R1)	1	1000	5,4	946	5	26	16	7
	2	1000	4,5	955	8	18	10	9
	3	1000	5,4	946	12	26	11	5
	4	1000	3,7	963	6	16	12	3
	5*	1000	0,4	996	2	2	0	0
	6	1000	2	980	6	11	2	1
PR-L (R2)	1	1000	4,9	951	6	25	11	7
	2	1000	7,2	928	12	29	20	11
	3	1000	2,6	974	3	11	8	4
	4	1000	5	950	6	19	18	7
	5	1000	8,5	915	16	31	25	13
	6	1000	4,2	958	10	16	9	7
	Total	11000	4,85	10470	88	226	142	74
SC-F	1	1000	6,1	939	21	17	17	6
	2	1000	5,6	944	18	25	5	8
	3	1000	6,8	932	21	20	17	10
	4	1000	3,4	966	6	11	11	6
	5	1000	9,7	903	36	36	22	3
	6	1000	2,6	974	3	13	9	1
	Total	6000	5,7	5658	105	122	81	34

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela A-7 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos de controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos amostras de solos coletados no **outono**, em células de raiz de *A. cepa*, em 72 h de exposição. (conclusão)

Grupos	Repetição Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
SC-L (R1)	1	1000	3,7	963	9	19	3	6
	2	1000	5,6	944	7	31	16	2
	3	1000	4,7	953	7	22	12	6
	4	1000	4,7	953	11	19	15	2
	5	1000	2,4	976	3	31	5	3
	6	1000	3,1	969	8	15	6	2
SC-L (R2)	1	1000	2	980	4	9	5	2
	2	1000	5,5	945	16	17	14	8
	3	1000	4,9	951	11	24	10	4
	4	1000	2	980	1	10	5	4
	5	1000	6	940	10	26	14	10
	6	1000	3,5	965	9	12	8	9
	Total	12000	4,01	11519	96	217	113	55
RS-F	1	1000	6,5	935	14	23	19	9
	2	1000	6,5	935	26	25	11	3
	3	1000	4,9	951	8	29	9	3
	4	1000	4	960	14	15	9	2
	5	1000	3	970	6	10	11	3
	6*	1000	0,6	994	3	2	1	0
	Total	5000	4,98	4751	68	102	59	20
RS-L (R1)	1	1000	6,8	932	13	26	22	7
	2	1000	2,4	976	3	13	5	3
	3	1000	2	980	2	12	4	2
	4	1000	4,3	957	12	17	10	4
	5	1000	1,8	982	10	3	4	1
	6	1000	3,8	962	7	17	7	7
RS-L (R2)	1	1000	4,6	954	19	14	13	0
	2	1000	1,7	983	1	6	2	8
	3	1000	4,3	957	11	17	9	6
	4	1000	4	960	12	10	12	6
	5	1000	4,5	955	8	18	13	6
	6	1000	6,4	936	14	31	13	6
	Total	12000	3,88	11534	112	184	114	56

Nota: I: Interfase, P: Prófase, M: Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela A-8 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos das amostras de solo, em células de raiz de *A. cepa*, na estação do outono, em 72 h de exposição. (continua)

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase		Metáfase			Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C4	0	1	0	0	0	2	0	0	3	0,3
	C5	0	3	0	0	0	0	0	0	3	0,3
	C6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	0	4	0	0	0	2	0	0	6	0,12
CO-	C1	0	7	1	0	0	0	0	1	9	0,9
	C2	0	2	3	1	0	0	0	2	8	0,8
	C3	0	2	0	0	0	0	1	0	3	0,3
	C4	0	4	0	0	1	0	0	0	5	0,5
	C5	0	5	0	0	0	0	0	0	5	0,5
	C6	0	4	0	0	0	0	2	1	7	0,7
	Total	0	24	4	1	1	0	3	4	37	0,62
PR-F	C1	0	1	0	1	1	1	2	0	6	0,6
	C2	0	3	1	0	0	0	1	0	5	5
	C3	0	5	1	2	4	1	3	2	18	1,8
	C4	0	3	0	1	1	2	4	0	11	1,1
	C5	0	3	0	0	1	1	1	2	8	0,8
	C6	0	1	0	0	2	0	1	1	5	0,5
	Total	0	16	2	4	9	5	12	5	53	0,88
PR-L (R1)	C1	0	8	0	0	3	0	1	3	15	1,5
	C2	0	2	0	1	0	0	0	1	4	0,4
	C3	0	5	0	1	2	0	2	0	10	1
	C4	0	3	1	1	3	0	1	1	10	1
	C5	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0,1
	C6	0	5	0	2	1	0	0	0	8	0,8
PR-L (R2)	C1	0	6	0	0	2	1	1	0	10	1
	C2	0	5	1	0	2	1	6	1	16	1,6
	C3	0	2	1	0	0	0	0	0	3	0,3
	C4	0	4	1	1	2	2	1	0	11	1,1
	C5	0	6	1	0	1	0	1	3	12	1,2
	C6	0	5	0	0	4	1	2	0	12	1,2
Total	0	51	5	6	21	5	15	9	112	0,93	
SC-F	C1	0	3	0	0	0	0	3	0	6	0,6
	C2	0	7	0	2	2	0	3	0	14	1,4
	C3	0	3	0	0	1	0	2	0	6	0,6
	C4	0	2	0	0	0	0	1	0	3	0,3

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela A-8 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para o grupos grupos controle positivo (CO+) e negativo (CO-) e os grupos das amostras de solo, em células de raiz de *A. cepa*, na estação do **outono**, em 72 h de exposição. (conclusão)

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
SC-F	C5	0	13	1	4	0	0	3	2	23	2,3
	C6	0	2	0	0	0	0	1	2	5	0,5
	Total	0	30	1	6	3	0	13	4	57	0,95
SC-L (R1)	C1	0	3	1	1	1	0	0	0	6	0,6
	C2	0	4	1	0	1	0	3	0	9	0,9
	C3	0	4	1	0	1	0	3	0	9	0,9
	C4	0	5	1	0	0	1	2	1	10	1
	C5	0	2	1	0	0	0	0	0	3	0,3
	C6	0	5	0	0	2	0	3	0	10	1
SC-L (R2)	C1	0	3	0	1	1	1	1	0	7	0,7
	C2	0	3	0	0	0	1	1	0	5	0,5
	C3	0	7	0	0	3	1	0	0	11	1,1
	C4	0	0	1	0	2	0	0	0	3	0,3
	C5	0	7	0	2	1	0	2	0	12	1,2
	C6	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0,1
Total	0	43	6	4	13	4	15	1	85	0,72	
RS-F	C1	0	3	1	2	1	1	6	2	16	1,6
	C2	0	6	4	0	0	1	2	0	13	1,3
	C3	0	10	2	1	1	1	1	1	17	1,7
	C4	0	2	0	0	2	1	1	0	6	0,6
	C5	0	3	0	1	0	0	0	0	4	0,4
	C6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	0	24	7	4	4	4	10	3	56	0,93	
RS-L (R1)	C1	0	6	1	0	1	2	2	0	12	1,2
	C2	0	0	1	0	1	0	0	0	2	0,2
	C3	0	1	1	0	0	1	0	0	3	0,3
	C4	0	2	1	0	0	1	3	1	8	0,8
	C5	0	1	0	0	0	0	2	0	3	0,3
	C6	0	1	0	0	4	0	0	0	5	0,5
RS-L (R2)	C1	0	5	1	1	1	0	4	0	12	1,2
	C2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C3	0	3	0	1	2	1	2	0	9	0,9
	C4	0	2	0	0	0	0	1	2	5	0,5
	C5	0	3	0	1	1	2	0	0	7	0,7
	C6	0	9	2	1	0	2	1	2	17	1,7
Total	0	33	7	4	10	9	15	5	83	0,69	

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

APÊNDICE B - AGRUPAMENTO DE DADOS DO TESTE DE TOXICIDADE COM *A. CEPA* EM AMOSTRAS DE ÁGUA, NAS QUATRO ESTAÇÕES DO ANO

Tabela B-1 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos controle positivo (CO⁺) e negativo (CO⁻) e os grupos amostras de água coletadas no **inverno**, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 0 h.

Grupos	Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO ⁺	1	1000	2,5	975	9	9	6	1
	2	1000	5,1	949	11	22	13	5
	3	1000	3	970	12	10	4	4
	4	1000	1,9	981	3	8	6	2
	5	1000	2,5	975	3	10	8	4
	Total	5000	3	4850	38	59	37	16
CO ⁻	1	1000	3,9	961	3	15	10	11
	2	1000	2,3	977	3	14	5	1
	3	1000	5,1	949	11	20	13	7
	4	1000	5,2	948	18	20	10	4
	5	1000	3,3	967	0	17	7	9
	Total	5000	3,96	4802	35	86	45	32
PR	1	1000	1,1	989	0	10	1	0
	2	1000	2,6	974	6	11	6	3
	3	1000	3,9	961	0	21	11	7
	4	1000	3,5	965	6	16	10	3
	5	1000	5,1	949	4	24	13	10
	Total	5000	3,24	4838	16	82	41	23
SC	1	1000	4,3	957	10	22	7	4
	2	1000	1,7	983	5	5	5	2
	3	1000	2	980	3	12	4	1
	4	1000	4,6	954	14	20	8	4
	5	1000	4,9	951	3	26	15	5
	Total	5000	3,5	4825	35	85	39	16
RS	1	1000	4,8	952	1	32	13	2
	2	1000	4	960	2	23	14	1
	3	1000	2,2	978	1	11	7	3
	4	1000	1	990	1	2	6	1
	5	1000	4,1	959	3	19	11	8
	Total	5000	3,22	4839	8	87	51	15

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

Tabela B-2 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos controle positivo (CO⁺) e negativo (CO⁻) e os grupos amostras de água coletadas no **inverno**, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 72 h.

Grupos	Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO ⁺	1	1000	2,3	977	11	2	7	3
	2	-	-	-	-	-	-	-
	3	1000	0	1000	0	0	0	0
	4	1000	1,6	984	11	3	1	1
	5	1000	1,3	987	6	4	3	0
	Total	4000	1,3	3948	28	9	11	4
CO ⁻	1	1000	2,4	976	4	9	5	6
	2	1000	2,5	975	4	12	6	3
	3	1000	1,6	984	3	9	2	2
	4	1000	3,3	967	5	13	12	3
	5*	1000	0	0	0	0	0	0
	Total	5000	2,45	3902	16	43	25	14
PR	1	1000	4,1	959	5	20	12	4
	2	1000	2	580	1	11	3	5
	3	1000	1,6	984	0	10	6	0
	4	1000	2,2	978	0	12	8	2
	5*	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	5000	2,47	3901	6	53	29	11
SC	1	1000	0	1000	0	0	0	0
	2	1000	2,3	977	11	7	1	4
	3	1000	4,8	952	18	16	8	6
	4	1000	4,1	959	6	22	11	2
	5	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	5000	2,24	4888	35	45	20	12
RS	1	1000	0,3	997	0	2	1	0
	2	1000	4,8	952	8	15	17	8
	3	1000	3,8	962	9	18	6	5
	4	1000	0,8	992	0	4	4	0
	5	1000	2,2	978	0	12	9	1
	Total	5000	2,38	4881	17	51	31	14

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-3 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle negativo (CO-) e positivo (CO+) e os grupos das amostras de água, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 0 h e na estação do **inverno**.

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	0	2	0	0	0	0	0	1	3	0,3
	C2	0	3	0	1	3	1	0	0	8	0,8
	C3	0	1	0	0	2	0	0	0	3	0,3
	C4	0	0	1	0	2	0	0	1	4	0,4
	C5	0	2	0	0	2	0	1	0	5	0,5
	Total	0	8	1	1	9	1	1	2	23	0,46
CO-	C1	0	0	0	1	0	0	0	1	2	0,2
	C2	0	2	0	0	1	0	0	1	4	0,4
	C3	0	1	0	0	3	0	0	0	4	0,4
	C4	0	2	1	0	2	0	0	0	5	0,5
	C5	0	1	0	0	2	0	0	0	3	0,3
	Total	0	6	1	1	8	0	0	2	18	0,36
PR	C1	0	2	0	0	4	0	0	1	7	0,7
	C2	0	4	0	0	0	0	2	0	6	0,6
	C3	0	4	1	0	3	0	1	1	10	1
	C4	0	1	0	0	2	0	3	0	6	0,6
	C5	0	4	0	0	4	1	1	0	10	1
	Total	0	15	1	0	13	1	7	2	39	0,78
SC	C1	0	3	0	0	4	0	5	1	13	1,3
	C2	0	1	0	0	1	0	0	0	2	0,2
	C3	0	4	0	0	1	0	0	0	5	0,5
	C4	0	1	0	0	3	0	1	1	6	0,6
	C5	0	1	0	0	6	0	3	0	10	1
	Total	0	10	0	0	15	0	9	2	36	0,72
RS	C1	0	7	0	0	3	0	1	1	12	1,2
	C2	0	3	0	0	5	1	1	1	11	1,1
	C3	0	0	0	0	1	0	1	0	2	0,2
	C4	0	1	0	0	0	1	2	0	4	0,4
	C5	0	2	1	0	4	0	1	0	8	0,8
	Total	0	13	1	0	13	2	6	2	37	0,74

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela B-4 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle negativo (CO-) e positivo (CO+) e os grupos das amostras de água, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 72 h e na estação do **inverno**.

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	1	0	1	0	0	6	1	0	9	0,9
	C2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C4	0	0	1	0	1	0	0	0	2	0,2
	C5	0	1	0	0	1	0	1	1	4	0,4
	Total	7	1	2	0	2	6	2	1	15	0,37
CO-	C1	0	2	0	0	2	0	0	0	4	0,4
	C2	0	3	0	1	2	0	1	0	7	0,7
	C3	0	3	1	0	2	0	0	0	6	0,6
	C4	2	3	0	0	4	1	2	1	13	1,3
	C5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	2	11	1	1	10	1	3	1	30	0,6
PR	C1	0	2	0	0	5	0	0	2	9	0,9
	C2	0	1	0	0	2	1	0	1	5	0,5
	C3	1	3	0	0	1	0	0	1	6	0,6
	C4	0	4	0	0	5	0	0	0	9	0,9
	C5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	1	10	0	0	13	1	0	4	29	0,58
SC	C1	2	0	0	0	0	0	0	0	2	0,2
	C2	0	4	0	0	1	0	1	0	6	0,6
	C3	0	4	0	0	2	1	0	0	7	0,7
	C4	0	5	0	0	5	0	0	3	13	1,3
	C5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	2	13	0	0	8	1	1	3	28	0,56
RS	C1	0	0	0	0	1	0	1	0	2	0,2
	C2	0	4	0	0	1	1	4	1	11	1,1
	C3	0	4	0	0	2	0	1	3	10	1
	C4	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0,1
	C5	0	3	0	0	3	0	0	1	7	0,7
	Total	0	12	0	0	7	1	6	5	26	31

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela B-5 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos controle positivo (CO⁺) e negativo (CO⁻) e os grupos amostras de água coletadas na **primavera**, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 0 h.

Grupos	Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO ⁺	1*	1000	0,4	996	2	2	0	0
	2	1000	2,3	977	7	6	4	6
	3	1000	4,3	957	14	14	10	5
	4	1000	3,1	969	2	16	5	8
	5	1000	4,6	945	16	15	9	6
	Total	4000	4,00	3857	39	51	28	25
CO ⁻	1	1000	3,9	961	14	13	7	5
	2	1000	3,3	967	12	12	6	3
	3	1000	5,3	947	24	14	7	8
	4*	1000	0,4	996	0	1	0	3
	5	1000	2,6	974	9	11	3	3
	Total	4000	3,78	9849	59	50	23	19
PR	1	1000	3,5	965	14	12	3	6
	2	1000	4,4	956	17	15	6	6
	3	1000	5,3	947	19	21	7	6
	4	1000	1,7	983	6	10	0	1
	5	1000	5,2	948	21	19	6	6
	Total	5000	4,02	4799	77	77	22	25
SC	1	1000	3,8	962	8	16	11	3
	2	1000	2,8	972	10	8	8	2
	3	1000	1,8	982	5	6	4	3
	4	1000	2,6	974	14	5	6	1
	5	1000	4,2	958	5	20	11	6
	Total	5000	3,04	4848	42	55	40	15
RS	1	1000	2,4	976	11	7	5	1
	2	1000	3	970	5	16	7	2
	3	1000	2,9	971	11	11	6	1
	4	1000	2,8	972	2	16	7	3
	5	1000	2,1	979	5	8	7	1
	Total	5000	2,64	4868	34	58	32	8

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-6 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos controle positivo (CO⁺) e negativo (CO⁻) e os grupos amostras de água coletadas na **primavera**, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 72 h.

Grupos	Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO ⁺	1	1000	0	1000	0	0	0	0
	2	1000	0	1000	0	0	0	0
	3	1000	0,1	999	0	1	0	0
	4	-	-	-	-	-	-	-
	5	1000	1,5	985	6	4	3	2
	Total	4000	0,4	3984	6	5	3	2
CO ⁻	1	1000	3	970	9	10	6	5
	2	1000	1,5	985	3	7	3	2
	3	1000	4,3	957	9	19	9	6
	4	1000	3,7	963	13	10	7	7
	5	1000	4,1	959	7	26	6	2
	Total	5000	3,32	4834	41	72	31	22
PR	1	1000	3,2	968	11	11	5	5
	2	1000	7,5	925	28	22	17	8
	3*	1000	0	1000	0	0	0	0
	4	1000	2,2	978	5	13	1	3
	5	1000	5,5	945	19	10	13	13
	Total	5000	4,6	3816	63	56	36	29
SC	1	1000	5,7	943	36	12	7	2
	2	1000	5,9	341	26	16	9	8
	3*	1000	0	1000	0	0	0	0
	4	1000	5,2	948	23	16	7	6
	5	1000	5,9	947	19	26	7	7
	Total	4000		3179	104	70	30	23
RS	1*	1000	0,3	997	0	3	0	0
	2	1000	4,5	955	15	14	11	5
	3	1000	5,3	947	22	19	9	3
	4	1000	4,4	956	11	20	3	10
	5	1000	1,5	985	8	3	3	1
	Total	4000	3,93	3843	56	56	26	19

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-7 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle negativo (CO-) e positivo (CO+) e os grupos das amostras de água, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 0 h e na estação da **primavera**.

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	2	0	0	0	1	0	0	0	3	0,3
	C2	0	0	0	0	0	0	1	2	3	0,3
	C3	0	4	0	0	3	0	2	0	9	0,9
	C4*	0	4	0	1	1	0	4	1	11	1,1
	C5	0	1	0	0	1	1	1	3	7	0,7
	Total	2	9	0	1	6	1	8	6	33	0,66
CO-	C1	0	3	0	0	0	0	4	8	0,8	
	C2	0	1	0	1	0	0	2	1	6	0,6
	C3	0	1	0	0	0	0	3	0	5	0,5
	C4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C5	0	0	1	0	1	0	1	0	3	0,3
	Total	0	5	1	1	1	0	6	5	22	0,55
PR	C1	0	0	0	0	2	0	0	2	4	0,4
	C2	0	1	0	0	2	0	0	3	6	0,6
	C3	0	0	1	0	1	0	1	0	3	0,3
	C4	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0,1
	C5	0	2	1	1	1	0	0	2	7	0,7
	Total	0	4	2	1	6	0	1	7	21	0,42
SC	C1	0	1	0	0	3	3	1	0	5	0,5
	C2	0	1	0	0	0	0	1	3	5	0,5
	C3	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0,1
	C4	0	1	0	0	0	0	0	1	2	0,2
	C5	0	3	1	0	0	0	0	3	7	0,7
	Total	0	7	1	0	3	3	2	7	20	0,4
RS	C1	0	2	0	0	1	0	1	0	4	0,4
	C2	0	7	0	0	2	0	2	0	11	1,1
	C3	0	1	0	0	1	0	1	2	5	0,5
	C4	0	5	0	0	1	0	0	0	6	0,6
	C5	1	1	0	0	0	0	1	0	3	0,3
	Total	0	16	0	0	5	0	5	2	29	0,58

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-8 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (%) obtidos para os grupos controle negativo (CO-) e positivo (CO+) e os grupos das amostras de água, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 72 h e na estação da **primavera**.

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2	2	0	0	0	0	0	0	0	2	0,2
	C3	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0,1
	C4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C5*	10	1	1	0	0	1	1	0	10	1
	Total	2	0	0	0	1	0	0	0	3	0,10
CO-	C1	1	2	0	1	1	0	0	1	6	0,6
	C2	0	1	0	0	1	0	0	1	3	0,3
	C3	2	6	0	0	4	1	1	1	15	1,5
	C4	0	0	0	0	2	0	0	3	5	0,5
	C5	1	6	0	1	7	0	0	0	15	1,5
	Total	4	15	0	2	15	1	1	6	44	0,88
PR	C1	0	2	0	0	1	1	0	2	6	0,6
	C2	0	7	0	0	7	1	0	7	22	2,2
	C3*	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0,1
	C4	0	2	0	3	5	0	0	0	10	1
	C5	0	0	0	0	2	1	4	1	8	0,8
	Total	0	11	0	3	15	3	4	10	46	1,15
SC	C1	2	3	0	1	7	0	1	1	15	1,5
	C2	0	2	0	0	3	0	0	4	9	0,9
	C3*	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C4	0	6	0	0	3	2	0	2	13	1,3
	C5	0	6	0	0	6	0	0	2	14	1,4
	Total	2	17	0	1	19	2	1	9	51	1,28
RS	C1	6	0	0	0	3	0	0	0	9	0,9
	C2	0	6	0	0	6	0	1	1	14	1,4
	C3	0	4	0	1	4	0	4	1	14	1,4
	C4	0	2	0	0	2	0	1	0	6	0,6
	C5	0	0	0	1	1	1	1	1	4	0,4
	Total	6	12	0	2	16	1	7	3	47	0,94

Nota: MN: Micro núcleo; MD: Metáfase desorganizada; MCS: Metáfase com cromossomo solto; CM: C-metáfase; MS: Metáfase sticky; AS: Anáfase com cromossomo solto; AD: Anáfase desorganizada; AP: Anáfase com ponte.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-9 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos controle positivo (CO⁺) e negativo (CO⁻) e os grupos amostras de água coletadas no **verão**, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 0 h.

Grupos	Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO ⁺	1	1000	4,6	954	11	17	11	7
	2	1000	2	980	2	9	5	4
	3	1000	1,6	984	2	9	3	2
	4	1000	2,4	976	2	12	7	3
	5	1000	5	950	13	18	16	3
	Total	5000	3,12	4844	30	65	42	19
Parte 1								
CO ⁻	1	1000	1,6	984	5	8	2	1
	2	1000	2,2	978	3	9	5	5
	3	1000	3,9	961	9	13	12	5
	4	1000	5,2	948	8	20	19	5
	5	1000	3,3	967	2	16	11	4
	Total	5000	3,24	4838	27	66	49	20
PR	1*	1000	0	0	0	0	0	0
	2	1000	3,3	967	13	11	6	3
	3	1000	4,2	958	3	22	11	6
	4	1000	4,7	953	9	16	19	3
	5	1000	2	980	0	10	7	3
	Total	5000	3,55	3858	25	59	43	15
SC	1	1000	4,9	951	10	18	18	3
	2	1000	3,6	964	6	16	11	3
	3	1000	5,2	948	9	19	19	5
	4	1000	6,1	939	14	22	22	3
	5*	1000	0,1	999	0	1	0	0
	Total	5000	4,95	3802	39	75	70	14
Parte 2								
CO ⁻	1	1000	2,4	976	8	7	5	4
	2	1000	5,1	949	9	20	14	8
	3	1000	5,3	947	15	20	11	7
	4	1000	2,6	974	3	11	7	5
	5	1000	5,2	948	18	23	10	1
	Total	5000	4,12	4794	53	81	47	25
RS	1	1000	1,8	982	6	3	6	3
	2	1000	2,5	975	9	3	9	4
	3	1000	3	970	4	11	8	7
	4	1000	1,9	981	4	9	2	4
	5	1000	3,3	967	9	13	4	7
	Total	5000	2,5	4875	32	39	29	25

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-10 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos controle positivo (CO⁺) e negativo (CO⁻) e os grupos amostras de água coletadas no **verão**, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 72 h.

Grupos	Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO ⁺	1	1000	0	1000	0	0	0	0
	2	1000	0	1000	0	0	0	0
	3	1000	1,5	985	4	5	6	0
	4	1000	0,7	993	3	2	1	1
	5	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	5000	0,44	4978	7	7	7	1
Parte 1								
CO ⁻	1*	1000	0	1000	0	0	0	0
	2	1000	2,3	977	2	13	4	4
	3	1000	2,3	977	1	10	8	4
	4	1000	3,6	964	2	13	15	6
	5	1000	5,8	942	8	26	17	7
	Total	4000	3,5	3860	13	62	44	21
PR	1*	1000	4,7	953	17	17	9	4
	2	1000	2,9	971	1	9	10	9
	3	1000	0,8	992	0	2	5	1
	4	1000	1,3	987	4	3	2	4
	5	1000	1,8	982	4	7	5	2
	Total	5000	2,3	4885	26	38	31	20
SC	1*	1000	0,2	998	0	0	1	1
	2	1000	3,9	961	2	20	12	5
	3	1000	3,3	967	10	10	10	3
	4	1000	5,8	942	10	19	19	10
	5*	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	3000	4,33	2870	22	49	41	18
Parte 2								
CO ⁻	1	1000	3,2	968	5	13	6	8
	2	1000	3,5	965	6	11	9	9
	3	1000	1,8	982	0	12	5	1
	4	-	-	-	-	-	-	-
	5	1000	4,4	956	10	18	10	6
	Total	4000	3,23	3871	21	54	330	24
RS	1	1000	3	970	6	15	5	4
	2	1000	3,7	963	7	17	8	5
	3	1000	3,3	967	10	13	5	5
	4	1000	5,3	947	22	15	11	5
	5	1000	2,1	979	4	9	6	2
	Total	5000	3,48	4826	49	69	35	21

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-11 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle negativo (CO-) e positivo (CO+) e os grupos das amostras de água, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 0 h e na estação do **verão**.

Grupos	Fases da Mitose								Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)	
	Intér-fase	Metáfase			Anáfase						
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	0	2	0	0	2	1	5	0	10	1
	C2	0	2	0	0	0	0	2	0	4	0,4
	C3	0	2	0	0	0	0	1	0	3	0,3
	C4	0	1	1	0	0	1	2	1	6	0,6
	C5	0	4	0	0	1	0	3	0	8	0,8
	Total	0	11	1	0	3	2	13	1	31	0,62
Parte 1											
CO-	C1	0	3	0	0	2	0	0	1	6	0,6
	C2	0	2	0	0	1	1	0	3	7	0,7
	C3	0	4	1	0	0	0	4	0	9	0,9
	C4	0	3	0	0	7	0	0	1	11	1,1
	C5	0	3	0	0	1	0	3	0	7	0,7
	Total	0	15	1	0	11	1	7	5	40	0,80
PR	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2	0	2	0	0	3	0	1	0	6	0,6
	C3	0	3	0	0	2	0	2	0	7	0,7
	C4	0	2	0	0	2	1	0	0	5	0,5
	C5	0	2	0	0	0	0	0	2	4	0,4
	Total	0	9	0	0	7	1	3	2	22	0,44
SC	C1	0	7	0	0	0	0	1	0	8	0,8
	C2	0	2	0	0	0	0	1	0	3	0,3
	C3	0	5	0	0	1	2	4	0	12	1,2
	C4	0	1	0	0	2	0	6	1	10	1
	C5	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0,1
	Total	0	15	0	0	4	2	12	1	34	0,68
Parte 2											
CO-	C1	0	1	0	0	1	0	1	0	3	0,3
	C2	0	7	1	0	0	0	1	0	9	0,9
	C3	0	4	0	0	3	0	0	0	7	0,7
	C4	0	2	0	0	1	0	0	1	4	0,4
	C5	0	3	0	0	6	0	3	0	12	1,2
	Total	0	17	1	0	11	0	5	1	35	0,7
RS	C1	0	0	0	1	1	0	2	0	4	0,4
	C2	0	0	0	0	1	0	3	1	5	0,5
	C3	0	1	0	0	1	0	2	1	5	0,5
	C4	0	3	0	0	2	0	2	0	7	0,7
	C5	0	2	0	0	0	0	0	0	2	0,2
	Total	0	6	0	1	5	0	9	2	23	0,46

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela B-12 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle negativo (CO-) e positivo (CO+) e os grupos das amostras de água, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 72 h e na estação do **verão**.

Grupos	Fases da Mitose								Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)	
	Intér-fase	Metáfase			Anáfase						
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C3	0	2	0	0	0	2	1	0	5	0,5
	C4	1	1	0	0	1	0	1	0	4	0,4
	C5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	1	3	0	0	1	2	2	0	9	0,18
Parte 1											
CO-	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2	0	0	0	0	2	0	1	0	3	0,3
	C3	0	0	0	0	3	0	1	0	4	0,4
	C4	0	1	0	0	4	0	2	0	7	0,7
	C5	0	6	0	0	1	0	2	0	9	0,9
	Total	0	7	0	0	10	0	6	0	23	0,46
PR	C1	0	4	1	1	0	0	1	0	7	0,7
	C2	0	0	0	0	1	0	3	0	4	0,4
	C3	0	0	0	0	1	0	1	0	2	0,2
	C4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C5	0	0	0	0	3	0	0	1	4	0,4
	Total	0	4	1	1	5	0	5	1	17	0,34
SC	C1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,1
	C2	0	1	0	0	2	0	0	2	5	0,5
	C3	0	4	0	0	0	0	0	1	5	0,5
	C4	0	0	0	0	2	0	2	1	5	0,5
	C5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	0	5	0	0	4	0	2	5	16	0,32
Parte 2											
CO-	C1	0	1	0	0	2	0	2	0	5	0,5
	C2	0	1	0	0	1	0	1	0	3	0,3
	C3	1	5	0	0	6	0	1	0	13	1,3
	C4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C5	0	3	0	0	4	0	1	0	8	0,8
	Total	1	10	0	0	13	0	5	0	29	0,73
RS	C1	0	2	0	0	2	0	1	1	6	0,6
	C2	1	2	0	0	5	0	0	0	8	0,8
	C3	0	4	0	0	6	0	0	0	10	1,0
	C4	0	1	0	0	1	0	3	1	6	0,6
	C5	1	2	0	0	5	1	0	2	11	1,1
	Total	2	11	0	0	19	1	4	4	41	0,82

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela B-13 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos controle positivo (CO⁺) e negativo (CO⁻) e os grupos amostras de água coletadas no **outono**, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 0 h.

Grupos	Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO ⁺	1	1000	6,5	935	16	21	16	12
	2	1000	7,2	928	26	21	16	9
	3	1000	6,6	934	18	27	12	9
	4	1000	3,8	962	9	19	6	4
	5	1000	3,4	966	4	12	11	7
	Total	5000	5,50	4725	73	100	61	41
CO ⁻	1	1000	6,7	933	20	23	14	10
	2	1000	4,8	952	8	18	12	10
	3	1000	3,6	964	2	16	12	6
	4	1000	4,8	952	9	19	12	8
	5	1000	3,8	962	8	9	8	13
	Total	5000	4,74	4763	47	85	58	47
PR	1	1000	2	980	0	9	4	7
	2	-	-	-	-	-	-	-
	3	1000	3,4	966	2	13	9	10
	4	1000	0,9	991	0	5	2	2
	5	1000	3,2	968	2	18	3	9
	Total	4000	2,38	3905	4	45	18	28
SC	1	1000	2,6	974	4	8	6	8
	2	1000	5,3	947	11	20	11	11
	3	1000	5,9	941	9	22	18	10
	4	1000	4,5	955	21	13	4	7
	5	1000	5	950	10	18	16	6
	Total	5000	4,66	4767	55	81	55	42
RS	1	1000	4,6	954	10	15	11	10
	2	1000	2,6	974	4	14	3	5
	3	1000	8,7	913	32	29	15	11
	4	1000	2,3	977	5	12	3	3
	5	1000	5	950	16	21	10	3
	Total	5000	4,64	4768	67	91	42	32

Nota: I:Interfase, P: Prófase, M:Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-14 - Índices mitóticos (IM%), parciais e médio total, número total de células em diferentes fases do ciclo celular, obtidos dos grupos controle positivo (CO⁺) e negativo (CO⁻) e os grupos amostras de água coletadas no **outono**, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 72 h.

Grupos	Cebolas	Total de células	IM (%)	Número de Células				
				I	P	M	A	T
CO ⁺	1	1000	0,1	999	0	0	1	0
	2	1000	0	1000	0	0	0	0
	3	1000	1,5	985	11	2	2	0
	4	1000	1,1	989	4	5	2	0
	5	1000	0	1000	0	0	0	0
	Total	5000	0,54	4973	15	7	5	0
CO ⁻	1	1000	3	970	1	21	4	4
	2	1000	2,9	971	0	12	12	5
	3	1000	5,3	947	8	22	15	8
	4	1000	3,8	962	5	19	10	4
	5	1000	2,1	979	2	8	8	3
	Total	5000	3,42	4829	16	82	49	24
PR	1	-	-	-	-	-	-	-
	2	1000	0,6	944	0	4	2	0
	3	1000	4,6	954	6	26	8	6
	4	1000	3,1	969	1	13	11	6
	5	1000	1,8	982	1	11	1	5
	Total	4000	2,53	3899	8	54	22	17
SC	1	1000	3,7	963	2	21	6	8
	2	1000	4	960	4	17	9	10
	3	1000	5,3	947	12	22	9	10
	4	1000	2,1	979	1	10	7	3
	5	1000	2,4	976	5	9	6	4
	Total	4000	3,50	4825	24	79	37	35
RS	1*	1000	0,4	996	0	2	1	1
	2	1000	2,3	977	1	10	8	4
	3	1000	1,9	981	0	10	8	1
	4	1000	3,1	969	6	15	3	7
	5	1000	1,8	982	0	8	5	5
	Total	5000	2,28	3909	7	43	24	17

Nota: I: Interfase, P: Prófase, M: Metáfase, A: Anáfase, T: Telófase.

*Valores em vermelho foram desconsiderados para o cálculo do índice por serem discrepantes.

Tabela B-15 - Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle negativo (CO-) e positivo (CO+) e os grupos das amostras de água, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 0 h e na estação do **outono**.

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	0	4	0	0	1	1	2	1	9	0,9
	C2	0	7	0	0	1	0	0	0	8	0,8
	C3	0	4	0	0	3	0	2	0	9	0,9
	C4	0	0	0	0	2	0	6	1	9	0,9
	C5	0	3	0	0	2	0	3	1	9	0,9
	Total	0	18	0	0	9	1	13	3	44	0,88
CO-	C1	0	4	1	0	3	0	1	1	10	1,0
	C2	0	0	0	0	3	0	1	1	5	0,5
	C3	0	4	0	0	3	0	1	1	9	0,9
	C4	0	3	0	0	3	1	2	0	9	0,9
	C5	0	1	0	0	0	0	1	0	2	0,2
	Total	0	12	1	0	12	1	6	3	35	0,70
PR	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	C3	0	1	0	0	0	0	2	0	3	0,3
	C4	0	1	0	0	1	0	0	0	2	0,2
	C5	0	2	0	0	0	0	2	0	4	0,4
	Total	0	4	0	0	1	0	4	0	9	0,23
SC	C1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0,1
	C2	0	3	1	0	4	0	0	0	8	0,8
	C3	0	5	0	0	4	0	6	0	15	1,5
	C4	0	0	0	0	1	0	1	0	2	0,2
	C5	0	2	0	0	3	0	1	0	6	0,6
	Total	0	10	1	0	13	0	8	0	32	0,64
RS	C1	0	2	0	1	2	0	1	0	6	0,6
	C2	0	5	1	0	4	0	1	0	11	1,1
	C3	0	2	3	0	0	0	3	1	9	0,9
	C4	0	2	0	0	1	0	0	0	3	0,3
	C5	0	3	0	0	1	0	3	1	8	0,8
	Total	0	14	4	1	8	0	8	2	37	0,74

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

Tabela B-16 – Tipos, números, total de alterações e índice mutagênico (IMG%) obtidos para os grupos controle negativo (CO-) e positivo (CO+) e os grupos das amostras de água, em células de raiz de *A. cepa*, no tempo 72 h e na estação do **outono**.

Grupos	Fases da Mitose									Total de Alterações	Índice Mutagênico (%)
	Intér-fase	Metáfase				Anáfase					
	MN	MD	MCS	CM	MS	AS	AD	AP			
CO+	C1	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0,1
	C2	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0,1
	C3	0	1	0	0	1	1	0	0	3	0,3
	C4	0	2	1	0	0	0	2	0	5	0,5
	C5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Total	1	3	1	0	1	1	3	0	10	0,20
CO-	C1	0	5	0	0	3	0	1	0	9	0,9
	C2	0	1	0	0	1	0	2	0	4	0,4
	C3	0	4	1	0	2	0	3	1	11	1,1
	C4	0	3	1	0	0	0	1	0	5	0,5
	C5	0	1	0	0	1	0	1	0	3	0,3
	Total	0	14	2	0	7	0	8	1	32	0,64
PR	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C3	0	7	0	0	0	0	1	1	9	0,9
	C4	0	3	1	0	1	0	0	0	5	0,5
	C5	0	2	0	0	0	0	0	0	2	0,2
	Total	0	12	1	0	1	0	1	1	16	0,32
SC	C1	0	3	2	0	4	0	2	0	11	1,1
	C2	0	2	1	0	1	0	1	0	5	0,5
	C3	0	3	1	0	1	0	0	2	7	0,7
	C4	0	2	1	0	2	0	1	0	6	0,6
	C5	0	1	0	0	1	0	0	0	2	0,2
	Total	0	11	5	0	9	0	4	2	31	0,62
RS	C1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	C2	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,1
	C3	0	0	0	0	2	0	0	1	3	0,3
	C4	0	2	0	0	0	0	1	0	3	0,3
	C5	0	1	0	0	2	0	0	2	5	0,5
	Total	0	3	0	0	4	0	1	4	12	0,24

Nota: MN: Micronúcleo, MD: Metáfase desorganizada, MCS: Metáfase com cromossomo solto, CM: C-metáfase, MS: Metáfase sticky, AS: Anáfase com cromossomo solto, AD: Anáfase desorganizada, AP: Anáfase com ponte.

APÊNDICE C - AGRUPAMENTO DE DADOS ESTATÍSTICOS DO TESTE DE TOXICIDADE MICROTOX EM AMOSTRAS DE ÁGUA, NAS QUATRO ESTAÇÕES DO ANO

Quadro C-1 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta no Paraná, na estação do inverno.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 96,65% (95% Confidence Range: 44,27 to 211,0) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 2,183 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,478 \times \text{LOG G} + 1,985$ Slope: 0,4673 Coeff of Determination (R^2): 0,6906 GL Value: 6 Control (G1) I15/I0: $117/133 = 0,8797$ $108/121 = 0,8926$ $fk = 0,8861$	EC50 Concentration: 37,76% (95% Confidence Range: 22,25 to 64,08) 95% Confidence Factor: 1,697 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,007 \times \text{LOG G} + 1,577$ Slope: 0,6391 Coeff of Determination (R^2): 0,6433 GL Value: 8 Control (G1) I30/I0: $105/133 = 0,7895$ $97/121 = 0,8017$ $fk = 0,7956$

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-2 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta no Paraná, na estação da primavera.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 8,686% (95% Confidence Range: 0,0680 to 1109) 95% Confidence Factor: 127,7 Estimating Equation: $\text{LOG C} = -0,2037 \times \text{LOG G} + 0,9388$ Slope: -0,0067 Coeff of Determination (R^2): 0,0014 GL Value: 2 Control (G1) I15/I0: $68/77 = 0,8831$ $110/123 = 0,8943$ $fk = 0,8887$	EC50 Concentration: 15,51% (95% Confidence Range: 1,090 to 220,8) 95% Confidence Factor: 14,24 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 0,1559 \times \text{LOG G} + 1,191$ Slope: 0,0154 Coeff of Determination (R^2): 0,0024 GL Value: 3 Control (G1) I30/I0: $63/77 = 0,8182$ $106/123 = 0,8618$ $fk = 0,8400$

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-3 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta no Paraná, na estação do verão.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 154,0% (95% Confidence Range: 3,743 to 6339) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 41,15 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,058 \times \text{LOG G} + 2,188$ Slope: 0,2639 Coeff of Determination (R^2): 0,2790 GL Value: 2 Control (G1) I15/I0: $89/109 = 0,8165$ $62/76 = 0,8158$ $fk = 0,8162$	EC50 Concentration: 527,8% (95% Confidence Range: 13,21 to 21092) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 39,96 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,834 \times \text{LOG G} + 2,722$ Slope: 0,3348 Coeff of Determination (R^2): 0,6140 GL Value: 2 Control (G1) I30/I0: $84/109 = 0,7706$ $57/76 = 0,7500$ $fk = 0,7603$

Fonte: Aatoria própria (2020).

Quadro C-4 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta no Paraná, na estação do outono.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 54,00% (95% Confidence Range: 7,713 to 378,0) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 7,001 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 0,8008 \times \text{LOG G} + 1,732$ Slope: 0,1845 Coeff of Determination (R^2): 0,1477 GL Value: 3 Control (G1) I15/I0: $85/88 = 0,9659$ $70/74 = 0,9459$ $fk = 0,9559$	EC50 Concentration: 122,8% (95% Confidence Range: 18,94 to 795,9) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 6,483 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,426 \times \text{LOG G} + 2,089$ Slope: 0,2174 Coeff of Determination (R^2): 0,3100 GL Value: 3 Control (G1) I30/I0: $81/88 = 0,9205$ $69/74 = 0,9324$ $fk = 0,9264$

Fonte: Aatoria própria (2020).

Quadro C-5 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta em Santa Catarina, na estação do inverno.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 147,7% (95% Confidence Range: 36,85 to 592,0) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 4,008 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,301 \times \text{LOG G} + 2,169$ Slope: 0,3776 Coeff of Determination (R^2): 0,4911 GL Value: 4 Control (G1) I15/I0: $94/111 = 0,8468$ $99/115 = 0,8609$ $fk = 0,8539$	EC50 Concentration: 83,98% (95% Confidence Range: 16,00 to 440,7) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 5,248 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,284 \times \text{LOG G} + 1,924$ Slope: 0,2244 Coeff of Determination (R^2): 0,2881 GL Value: 2 Control (G1) I30/I0: $90/111 = 0,8108$ $98/115 = 0,8522$ $fk = 0,8315$

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-6 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta em Santa Catarina, na estação da primavera.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 943,2% (95% Confidence Range: 33,75 to 26364) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 27,95 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,754 \times \text{LOG G} + 2,975$ Slope: 0,2172 Coeff of Determination (R^2): 0,3810 GL Value: 2 Control (G1) I15/I0: $80/93 = 0,8602$ $52/66 = 0,7879$ $fk = 0,8240$	EC50 Concentration: 538,1% (95% Confidence Range: 70,39 to 4113) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 7,644 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,731 \times \text{LOG G} + 2,731$ Slope: 0,3004 Coeff of Determination (R^2): 0,5200 GL Value: 2 Control (G1) I30/I0: $76/93 = 0,8172$ $50/66 = 0,7576$ $fk = 0,7874$

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-7 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta em Santa Catarina, na estação do verão.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 319,9% (95% Confidence Range: 83,40 to 1227) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 3,836 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,860 \times \text{LOG G} + 2,505$ Slope: 0,3413 Coeff of Determination (R^2): 0,6349 GL Value: 3 Control (G1) I15/I0: $85/92 = 0,9239$ $71/80 = 0,8875$ $fk = 0,9057$	EC50 Concentration: 124,3% (95% Confidence Range: 67,22 to 229,8) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 1,849 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,804 \times \text{LOG G} + 2,094$ Slope: 0,4536 Coeff of Determination (R^2): 0,8182 GL Value: 12 Control (G1) I30/I0: $81/92 = 0,8804$ $67/80 = 0,8375$ $fk = 0,8590$

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-8 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta em Santa Catarina, na estação do outono.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 295,5% (95% Confidence Range: 66,20 to 1319) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 4,463 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,697 \times \text{LOG G} + 2,471$ Slope: 0,3369 Coeff of Determination (R^2): 0,5716 GL Value: 3 Control (G1) I15/I0: $85/91 = 0,9341$ $71/78 = 0,9103$ $fk = 0,9222$	EC50 Concentration: 215,6% (95% Confidence Range: 76,75 to 605,6) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 2,809 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,636 \times \text{LOG G} + 2,334$ Slope: 0,4272 Coeff of Determination (R^2): 0,6990 GL Value: 4 Control (G1) I30/I0: $81/91 = 0,8901$ $67/78 = 0,8590$ $fk = 0,8745$

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-9 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta no Rio Grande do Sul, na estação do inverno.

15 minutos	30 minutos
-	-

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-10 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta no Rio Grande do Sul, na estação da primavera.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 109,6% (95% Confidence Range: 40,10 to 299,7) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 2,734 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,347 \times \text{LOG G} + 2,040$ Slope: 0,4423 Coeff of Determination (R ²): 0,5958 GL Value: 6 Control (G1) I15/I0: $68/77 = 0,8831$ $112/120 = 0,9333$ $fk = 0,9082$	EC50 Concentration: 91,73% (95% Confidence Range: 34,73 to 242,3) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 2,641 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,019 \times \text{LOG G} + 1,963$ Slope: 0,5859 Coeff of Determination (R ²): 0,5971 GL Value: 4 Control (G1) I30/I0: $60/77 = 0,7792$ $102/120 = 0,8500$ $fk = 0,8146$

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-11 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta no Rio Grande do Sul, na estação do verão.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 93,85% (95% Confidence Range: 31,39 to 280,6) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 2,990 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,140 \times \text{LOG G} + 1,972$ Slope: 0,4541 Coeff of Determination (R^2): 0,5178 GL Value: 4 Control (G1) I15/I0: $65/78 = 0,8333$ $109/121 = 0,9008$ $fk = 0,8671$	EC50 Concentration: 94,46% (95% Confidence Range: 35,41 to 252,0) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 2,667 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,031 \times \text{LOG G} + 1,975$ Slope: 0,5813 Coeff of Determination (R^2): 0,5990 GL Value: 4 Control (G1) I30/I0: $61/78 = 0,7821$ $103/121 = 0,8512$ $fk = 0,8166$

Fonte: Autoria própria (2020).

Quadro C-12 - Estatística da análise com Microtox em amostra de água coleta no Rio Grande do Sul, na estação do outono.

15 minutos	30 minutos
EC50 Concentration: 2,272% (95% Confidence Range: 0,0286 to 180,6) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 79,52 Estimating Equation: $\text{LOG C} = -0,6496 \times \text{LOG G} + 0,3563$ Slope: -0,1381 Coeff of Determination (R^2): 0,0897 GL Value: 2 Control (G1) I15/I0: $82/108 = 0,7593$ $60/77 = 0,7792$ $fk = 0,7692$	EC50 Concentration: 195,1% (95% Confidence Range: 12,66 to 3007) EC50 value was calculated from extrapolated data. 95% Confidence Factor: 15,41 Estimating Equation: $\text{LOG C} = 1,225 \times \text{LOG G} + 2,290$ Slope: 0,6507 Coeff of Determination (R^2): 0,7973 GL Value: 4 Control (G1) I30/I0: $74/108 = 0,6852$ $55/77 = 0,7143$ $fk = 0,6997$

Fonte: Autoria própria (2020).

APENDICE D - AGRUPAMENTO DE TABELAS COM O VALOR-P DOS TESTES DE CORRELAÇÃO COM OS DADOS DAS ÁGUAS, SOLOS E ÍNDICES MITÓTICO E MUTAGÊNICO

Tabela 1 - Valor-p dos dados químicos e índices mitótico e mutagênico das águas da fonte do local de estudo do Paraná.

	Prec.	DBO	DQO	OD	pH	N	IM
Prec.							
DBO	0,1377						
DQO	0,0723	0,0529					
OD	0,0526	0,0311	0,0079				
Ph	0,5469	0,2954	0,5498	0,4558			
N	0,0133	0,2234	0,1108	0,1014	0,6887		
IM	0,4782	0,6240	0,3613	0,4561	0,6074	0,4048	
IMG	0,3008	0,3644	0,1656	0,2391	0,9007	0,2696	0,0462

Fonte: Autoria própria (2020).
Nota: Em negrito valores <0,05.

Tabela 2 - Valor-p dos dados químicos e índices mitótico e mutagênico das águas da fonte do local de estudo em Santa Catarina.

	Prec.	DBO	DQO	OD	pH	Turb.	N	IM
Prec.								
DBO	0,0668							
DQO	0,2190	0,3939						
OD	0,2125	0,3662	0,5758					
pH	0,2001	0,0466	0,4834	0,6247	1			
Turb.	0,6482	0,4492	0,6962	0,5122	0,4806			
N	0,4653	0,5676	0,0880	0,9791	0,5395	0,4947		
IM	0,3656	0,1339	0,8311	0,6452	0,0749	0,2156	0,9065	
IMG	0,0246	0,0687	0,1471	0,3649	0,1500	0,7697	0,3142	0,3634

Fonte: Autoria própria (2020).
Nota: Em negrito valores <0,05.

Tabela 3 - Valor-p do teste de correlação dos dados químicos e índices mitótico e mutagenico das águas da fonte do local de estudo no Rio Grade do Sul.

	Prec,	DBO	DQO	OD	pH	N	IM
Prec.							
DBO	0,1183						
DQO	0,4561	0,9004					
OD	0,9462	0,5789	0,1465				
pH	0,5862	0,9800	0,0583	0,1955			
N	0,0493	0,2956	0,2248	0,6542	0,3306		
IM	0,4783	0,4493	0,9422	0,7594	0,6326	0,6573	
IMG	0,4026	0,2044	0,7328	0,4074	0,5244	0,6653	0,1125

Nota: Em negrito valores <0,05.

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: DBO - Demanda Bioquímica de Oxigênio; DQO - Demanda Química de Oxigênio; IM - Índice mitótico no tempo 72h; IMG - Índice mutagênico no tempo 72 h; N - Nitrogênio; OD - Oxigênio Dissolvido; Turb. - Turbidez; Prec. - Precipitação.

Tabela 4 - Valor-p do teste de correlação dos dados químicos e índices mitótico e mutagenico com as amostras de solo do local de estudo no Paraná.

	P	K	Ca	Mg	Al	pH	SB	MO	CTC	Cu	Fe	Mn	Zn	Prec.	IM
K	0,4198														
Ca	0,8815	0,0943													
Mg	0,3208	0,6005	0,0152												
Al	0,0313	0,6991	0,0972	0,0846											
pH	0,1692	0,3752	0,0487	0,0147	0,0454										
SB	0,7388	0,1395	0,0000	0,0039	0,0828	0,0281									
MO	0,7321	0,0336	0,0013	0,1134	0,2571	0,2793	0,0040								
CTC	0,8293	0,1474	0,0000	0,0189	0,2248	0,1259	0,0002	0,0029							
Cu	0,2168	0,1295	0,1856	0,2124	0,1108	0,0493	0,1625	0,2016	0,4461						
Fe	0,8169	0,1603	0,6610	0,2140	0,8216	0,9102	0,5533	0,9671	0,3981	0,2507					
Mn	0,2276	0,4802	0,8622	0,6228	0,4957	0,1606	0,7752	0,9826	0,7468	0,0119	0,1525				
Zn	0,3432	0,0227	0,0097	0,3133	0,5647	0,4366	0,0261	0,0008	0,0127	0,3846	0,8499	0,9326			
Prec.	0,2740	0,7081	0,5592	0,8671	0,8237	0,6932	0,6395	0,6926	0,3044	0,0637	0,0997	0,0099	0,4691		
IM	0,5508	0,9931	0,1579	0,2391	0,6775	0,9534	0,1684	0,1468	0,0519	0,4600	0,0360	0,0661	0,2016	0,0335	
IMG	0,6905	0,8298	0,1344	0,1617	0,5438	0,8589	0,1302	0,1476	0,0374	0,5895	0,0538	0,0866	0,2939	0,0872	0,0006

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: Em negrito valores $<0,05$; A - Paraná; B - Santa Catarina; C - Rio Grande do Sul; Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; Fe - Ferro; IM - Índice mitótico; IMG - Índice mutagênico; K - Potássio; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; P - Fósforo; pH - pH CaCl₂; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco.

Tabela 5 - Valor-p do teste de correlação dos dados químicos e índices mitótico e mutagenico com as amostras de solo do local de estudo em Santa Catarina.

	P	K	Ca	Mg	Al	pH	SB	MO	CTC	Cu	Fe	Mn	Zn	Prec.	IM
K	0,0067														
Ca	0,1355	0,0138													
Mg	0,4415	0,2092	0,3882												
Al	0,1105	0,0064	0,0000	0,3742											
pH	0,0277	0,0023	0,0004	0,2804	0,0002										
SB	0,0772	0,0028	0,0002	0,1148	0,0002	0,0002									
MO	0,3176	0,1554	0,5140	0,0040	0,4391	0,2873	0,1794								
CTC	0,4021	0,0943	0,2111	0,2357	0,1899	0,3097	0,1408	0,5144							
Cu	0,2344	0,1509	0,2162	0,0356	0,2737	0,1284	0,0853	0,0113	0,8199						
Fe	0,3314	0,9330	0,7060	0,5399	0,7239	0,9681	0,9446	0,9165	0,9181	0,9505					
Mn	0,3764	0,4619	0,8615	0,0913	0,9551	0,6035	0,5243	0,0183	0,9065	0,0040	0,8644				
Zn	0,4192	0,1975	0,5709	0,8601	0,3570	0,5374	0,5541	0,9835	0,1239	0,4542	0,7822	0,3015			
Prec.	0,3662	0,7857	0,3957	0,6566	0,6175	0,7373	0,5281	0,8824	0,7989	0,2879	0,2161	0,6054	0,1255		
IM	0,8529	0,9701	0,7789	0,0943	0,9086	0,7382	0,5614	0,4831	0,6330	0,4219	0,1115	0,4450	0,1824	0,5844	
IMG	0,4574	0,8440	0,8958	0,0782	0,7972	0,8439	0,7313	0,2643	0,8805	0,2347	0,0191	0,1458	0,2436	0,9607	0,0107

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: Em negrito valores $<0,05$; A - Paraná; B - Santa Catarina; C - Rio Grande do Sul; Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; Fe - Ferro; IM - Índice mitótico; IMG - Índice mutagênico; K - Potássio; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; P - Fósforo; pH - pH CaCl₂; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco.

Tabela 6 - Valor-p do teste de correlação dos dados químicos e índices mitótico e mutagenico com as amostras de solo do local de estudo no Rio Grande do Sul.

	P	K	Ca	Mg	Al	pH	SB	MO	CTC	Cu	Fe	Mn	Zn	Prec.	IM
K	0,0030														
Ca	0,0247	0,1705													
Mg	0,0282	0,1114	0,0200												
Al	0,2613	0,4797	0,0283	0,0084											
pH	0,1240	0,4323	0,0091	0,0020	0,0011										
SB	0,0070	0,0699	0,0003	0,0008	0,0140	0,0033									
MO	0,7375	0,9713	0,5905	0,6285	0,8057	0,9664	0,9189								
CTC	0,1477	0,1188	0,3002	0,9824	0,7483	0,9638	0,4586	0,0809							
Cu	0,2475	0,4100	0,1651	0,0099	0,0460	0,0630	0,0570	0,1370	0,3582						
Fe	0,0621	0,1689	0,0050	0,0019	0,0143	0,0092	0,0009	0,7890	0,7817	0,0140					
Mn	0,2979	0,2779	0,8727	0,2527	0,8090	0,7797	0,5015	0,0373	0,4954	0,0579	0,4608				
Zn	0,3834	0,6445	0,2816	0,0286	0,0963	0,0966	0,1282	0,0872	0,2065	0,0000	0,0486	0,0410			
Prec.	0,5569	0,6078	0,8168	0,7657	0,8700	0,8446	0,9582	0,4854	0,9329	0,8973	0,6961	0,8255	0,8706		
IM	0,2990	0,3029	0,2969	0,0801	0,3127	0,1986	0,1511	0,7981	0,9249	0,1486	0,0365	0,6046	0,2213	0,7188	
IMG	0,9400	0,9686	0,6115	0,5093	0,7053	0,8947	0,9877	0,0670	0,0379	0,0826	0,7387	0,0363	0,0512	0,4380	0,6930

Fonte: Autoria própria (2020).

Nota: Em negrito valores $<0,05$; A - Paraná; B - Santa Catarina; C - Rio Grande do Sul; Al - Alumínio; Ca - Cálcio; CTC - Capacidade de Troca de Cátions; Cu - Cobre; Fe - Ferro; IM - Índice mitótico; IMG - Índice mutagênico; K - Potássio; Mg - Magnésio; Mn - Manganês; M.O. Matéria orgânica; P - Fósforo; pH - pH CaCl_2 ; Prec. - Precipitação; SB - Soma de Bases; Zn - Zinco.

APÊNDICE E - MATERIAL ADICIONAL DA ANÁLISE DE COMPONENTES PRINCIPAIS

Figura 1 - Resumo da análise de componentes principais do presente estudo.

Eigenvalues								
	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.4	Dim.5	Dim.6	Dim.7	Dim.8
Variance	6.664	5.404	2.671	1.989	1.687	1.217	0.816	0.633
% of var.	28.974	23.498	11.614	8.647	7.333	5.292	3.550	2.752
Cumulative % of var.	28.974	52.471	64.086	72.733	80.067	85.359	88.908	91.660
	Dim.9	Dim.10	Dim.11	Dim.12	Dim.13	Dim.14	Dim.15	Dim.16
Variance	0.513	0.321	0.299	0.281	0.159	0.134	0.102	0.055
% of var.	2.231	1.395	1.302	1.220	0.693	0.582	0.441	0.238
Cumulative % of var.	93.892	95.287	96.589	97.809	98.503	99.085	99.526	99.764
	Dim.17	Dim.18	Dim.19	Dim.20	Dim.21	Dim.22	Dim.23	
Variance	0.030	0.012	0.008	0.003	0.001	0.000	0.000	
% of var.	0.132	0.051	0.033	0.015	0.005	0.001	0.000	
Cumulative % of var.	99.896	99.947	99.980	99.994	99.999	100.000	100.000	

Fonte: Autoria própria (2020).

Figura 2 - Scores dos indivíduos (amostras) nas quatro primeiras dimensões.

	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.4
1	2.11	-3.35	-0.38	-3.04
2	4.68	-4.40	1.05	-0.54
3	3.19	2.31	-0.21	-0.69
4	3.00	2.72	-0.25	-0.60
5	1.29	-0.55	-2.25	-0.60
6	3.34	-3.54	1.52	2.21
7	3.16	0.06	-0.62	0.28
8	3.41	1.56	0.76	1.00
9	-5.13	-2.07	-1.88	0.35
10	-3.11	-2.48	-1.01	-0.50
11	-4.40	0.96	3.58	0.85
12	-0.84	3.40	-0.95	0.09
13	-1.79	-0.84	-0.14	-2.20
14	-2.21	-1.93	0.78	0.13
15	-1.22	2.80	-0.59	-0.31
16	-1.35	3.18	-0.46	0.02
17	-1.09	-0.28	-2.70	0.61
18	-1.65	-2.47	0.13	3.14
19	1.74	1.22	-0.99	1.72
20	0.34	0.92	-0.73	2.58
21	-0.72	-0.55	0.52	-1.29
22	-2.18	-1.83	0.64	-1.20
23	-0.47	2.15	4.98	-0.87
24	-0.10	3.00	-0.82	-1.14

Fonte: Autoria própria (2020).