



THAÍSA APARECIDA RESENDE PEREIRA

**FITOTESTES PARA AVALIAÇÃO DE RISCO
TOXICOLÓGICO DE CÉRIO EM SOLOS**

**LAVRAS – MG
2019**

THAÍSA APARECIDA RESENDE PEREIRA

**FITOTESTES PARA AVALIAÇÃO DE RISCO TOXICOLÓGICO DE CÉRIO EM
SOLOS**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Botânica Aplicada, área de concentração em Botânica Aplicada, para a obtenção do título de Mestre.

Prof^ª Dra. Larissa Fonseca Andrade Vieira
Orientadora

Prof Dr. Luiz Roberto Guimarães Guilherme
Coorientador

**LAVRAS – MG
2019**

Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca
Universitária da UFLA, com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).

Pereira, Thaísa Aparecida Resende.

Fitotestes para avaliação de risco toxicológico de cério em
solos : / Thaísa Aparecida Resende Pereira. - 2019.
103 p. : il.

Orientador(a): Larissa Fonseca Andrade Vieira.

Coorientador(a): Luiz Roberto Guimarães Guilherme.

Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade Federal de
Lavras, 2019.

Bibliografia.

1. Elemento terra rara. 2. Contaminação de solos. 3.
Citotoxicidade. I. Vieira, Larissa Fonseca Andrade. II. Guilherme,
Luiz Roberto Guimarães. III. Título.

THAÍSA APARECIDA RESENDE PEREIRA

FITOTESTES PARA AVALIAÇÃO DE RISCO TOXICOLÓGICO DE CÉRIO EM SOLOS

PHYTOTESTES FOR TOXICOLOGICAL RISK ASSESSMENT OF CERIUM IN SOILS

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Botânica Aplicada, área de concentração em Botânica Aplicada, para a obtenção do título de Mestre.

Aprovada em 27 de fevereiro de 2019.

Dra. Larissa Fonseca Andrade Vieira (UFLA)

Dr. Teotonio Soares de Carvalho (UFLA)

Dr. Raphael Bastão de Souza (UNICAMP)

Orientadora:

Prof^a Dr^a Larissa Fonseca Andrade Vieira

Coorientador:

Prof Dr. Luiz Roberto Guimarães Guilherme

**LAVRAS – MG
2019**

*Aos meus queridos pais, Rosária e
Diógenes, por todo amor, apoio e incentivo,
e ao meu querido irmão, pelo
companheirismo
Dedico.*

AGRADECIMENTOS

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

Agradeço a Deus por ser guia em minha vida e pelas oportunidades concedidas.

Aos meus pais Rosária e Diógenes, meus maiores exemplos e companheiros de todos os dias, agradeço por toda a força e amor. Por acreditarem nos meus sonhos, me incentivar, ouvir meus choros e reclamações. Por tentarem, pacientemente, compreender sobre o cério e me ajudar na contagem de germinação a meia noite. Vocês são minha inspiração!

Ao meu irmão Vinícius pelo companheirismo, carinho e paciência.

À Universidade Federal de Lavras e ao Departamento de Biologia, pela oportunidade de realizar esse trabalho.

Aos professores e colegas do Programa de Pós-Graduação em Botânica Aplicada, por todos os ensinamentos.

À minha orientadora Dra. Larissa Fonseca Andrade Vieira por me acolher no mestrado, por se esforçar em me orientar mesmo à distância, por todos os ensinamentos sobre a citogenética e pelo crescimento profissional que me proporcionou.

Ao técnico do laboratório Felipe por toda ajuda. E a técnica Iara por toda amizade e risadas durante o estágio.

Aos integrantes do grupo de pesquisa, Prospecção de Efeitos Biológicos, pela amizade, reuniões, pela disponibilidade de ajudar em minha pesquisa e ficar no laboratório até a noite. Com certeza são amizades que levarei para a vida toda! Agradeço em especial a Isabela por toda ajuda nos experimentos e pelas risadas diárias. Ao Fábio por toda contribuição e por não ter faltado nenhum dia de medições de raízes.

Não podia deixar de agradecer as minhas amigas Ingrid e a Gra por todo conhecimento transmitido e ajuda nesse trabalho, sem vocês eu não teria conseguido! Obrigada pela amizade, risadas e momentos de descontração.

Á minha amiga Angélica por todos os conselhos, conversas e saídas.

À minha cunhada e amiga de infância Priscila por todo apoio, força e ajuda com o inglês.

Às minhas amigas da Biologia Gi, Nat, Tha e Lola por estarem sempre presente, mesmo com a distância, e por toda a amizade durante esses anos de UFLA.

Às minhas amigas do mestrado, Ana, Isabela, Mariana e Bárbara por todos os momentos de estudo, descontração, conversas diárias e muitas risadas. Vocês são muito especiais em minha vida!

Às minhas amigas Pam, Ana, Rafa e Claudinha por toda amizade e apoio.

Ao meu namorado Thalles por todo amor, carinho, compreensão e paciência, principalmente nessa reta final. Obrigada por entender meu estresse, por me incentivar, ouvir meus choros e reclamações. Agradeço imensamente pelas palavras de forças que sempre me proporciona.

À toda minha família pelo incentivo e a todos que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho.

RESUMO

O cério (Ce), pertencente à família dos lantanídeos, é considerado um dos “elementos terras raras” (ETR) mais abundantes na crosta terrestre. É encontrado nas rochas, principalmente de carbonatita, podendo ser utilizado em diversas aplicações tecnológicas e em fertilizantes. Por sendo bastante explorado, pode se acumular no ambiente e tornar um elemento potencialmente tóxico para plantas e demais organismos vivos. Quando presente nos solos, o Ce pode ser absorvido pelas plantas e provocar alterações na germinação, crescimento e a nível celular. Contudo, os efeitos precisam ser melhores elucidados. Neste sentido, o presente trabalho teve como objetivo avaliar o efeito eco(genoto)xicológico do cério através de ensaios nos modelos vegetais *Lactuca sativa* L., *Allium cepa* L., *Pennisetum glaucum* L. e *Phaseolus vulgaris* L. As sementes foram submetidas a diferentes doses de Ce (0; 50; 85; 144,5; 245,7; 417,6; 709,9; 1206,9 e 2051,7 mg kg⁻¹) acrescidas a Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial dispostos em placas de Petri. As placas de Petri foram acondicionadas em estufa tipo B.O.D. (Biochemistry Oxygen Demand) a 24 °C, sem fotoperíodo, por 96 horas. Após, foram realizadas análises macroscópicas para todas as espécies (germinação e crescimento) e microscópicas (aberrações cromossômicas e alterações nucleares) em *Allium cepa*. Os valores de germinação e IVG variaram conforme a espécie e o solo testado. De modo geral, sementes de alface foram as mais negativamente afetadas pelas doses de Ce quando expostas à Latossolo e Cambissolo. Em relação ao crescimento, as doses mais elevadas de Ce reduziram significativamente o crescimento das plântulas dos quatro modelos nos três tipos de solos, sendo a redução mais expressiva em Latossolo. Foi observado que esses resultados de crescimento corroboram os dados da matéria fresca. O Índice Mitótico (IM) de células de *A. cepa* apresentou diferenças em relação ao controle, sendo maior apenas nas doses de 50, 144,5, 245,7 e 417,6 mg kg⁻¹ de Ce em Latossolo. O Ce não induziu alterações significativas no ciclo celular de células meristemáticas, porém, em células da região F1 levou à formação de MCN nas maiores concentrações, mostrando efeito mutagênico. Portanto, é possível concluir que o Latossolo apresentou maior potencial para induzir fitotoxicidade de Ce em plantas, devido a possível fitodisponibilidade de Ce nesse solo e *Lactuca sativa* demonstrou maior sensibilidade quando germinada em solos tratados com Ce, enquanto *Allium cepa* apresentou baixa germinação em Latossolo e Cambissolo.

Palavras-chave: Elemento terra rara. Contaminação de solos. Desenvolvimento inicial. Germinação. Citotoxicidade. Genotoxicidade.

ABSTRACT

Cerium (Ce) is an element from the lanthanide family. It is considered one of the most abundant "rare-earth element" (REE) in Earth's crust. Mainly, it is found in rocks like carbonatite, and it has many technological applications including fertilizers. As it is strongly exploited, it could be accumulate in the environment and becomes a potentially toxic element for plants and other living beings. When present in the soil, Ce can be absorbed by plants and cause negative alterations in germination, plants growth and at the cellular level. However, the effects of Ce need to be better elucidated. In this sense, the objective of this work was to evaluate the eco(geno)toxicological effects of cerium through bioassays in the plant models *Lactuca sativa* L., *Allium cepa* L., *Pennisetum glaucum* L. and *Phaseolus vulgaris* L. The seeds were exposed to crescent doses of Ce (0.50, 85, 144.5, 245.7, 417.6, 709.9, 1206.9 and 2051.7 mg kg⁻¹) mixed to Oxisol, Inceptsol and Artificial soil samples, and arranged in Petri dishes. The Petri dishes were conditioned in a B.O.D. (Biochemistry Oxygen Demand) incubator at 24 ° C, without photoperiod, for 96 hours. Then, macroscopic analyzes were performed for all species (germination and growth) and microscopic for *A. cepa*. Germination and IVG values varied according to the species and type of soils tested. In general, lettuce seeds had germination negatively affected (Tukey $p < 0.05$) by the different Ce doses when exposed to contaminated Oxisol and Inceptsol. The higher doses of Ce significantly reduced the growth of the seedlings of the four models in the three types of soils, being the most expressive reduction in Oxisol. It was observed that these growth results corroborate with fresh matter data. The MI of *A. cepa* cells presented differences in relation to the control, being higher only at doses of 50, 144.5, 245.7 and 417.6 mg kg⁻¹ of Ce in Oxisol. Ce did not induce significant alterations in the cell cycle of meristematic cells, however, in cells of the F1 region led to the formation of MCN in the highest concentrations, showing mutagenic effect. Therefore, it is possible to conclude that Oxisol containing Ce has a higher potential to induce phytotoxicity due to the possible higher phyto-availability of Ce in this soil. *Lactuca sativa* showed higher sensitivity when germinated in Ce treated soils, while *Allium cepa* presented low germination in Oxisol and Inceptsol.

Keywords: Earth element rare. Soil contamination. Initial development. Germination, Cytotoxicity. Genotoxicity.

SUMÁRIO

| | |
|------------------------------------------------------------------|-----------|
| 1 INTRODUÇÃO..... | 12 |
| 2 REFERENCIAL TEÓRICO | 15 |
| 2.1 Elementos Terras Raras | 15 |
| 2.2 Ocorrência dos elementos de terras raras nos solos | 17 |
| 2.3 Utilização dos elementos terras raras | 19 |
| 2.4 Uso de ETR em fertilizantes | 20 |
| 2.5 Cério..... | 22 |
| 2.6 Efeitos dos elementos terras raras nas plantas | 23 |
| 2.7 Bioensaios Vegetais na Avaliação de Risco Toxicológico | 36 |
| 3 OBJETIVOS..... | 39 |
| 3.1 Objetivo Geral..... | 39 |
| 3.2 Objetivos Específicos | 40 |
| 4 MATERIAL E MÉTODOS | 40 |
| 4.1 Local..... | 40 |
| 4.2 Solos contaminados..... | 40 |
| 4.3 Material vegetal..... | 41 |
| 4.4 Tratamentos | 42 |
| 4.5 Testes Macroscópicos | 42 |
| 4.6 Teste Microscópico | 43 |
| 4.7 Análises estatísticas..... | 44 |
| 5 RESULTADOS | 44 |
| 5.1 Análises Macroscópicas | 44 |
| 5.1.1 Efeitos sobre a germinação | 44 |
| 5.1.2 Efeitos sobre o desenvolvimento inicial | 49 |
| 5.2 Análises Microscópicas..... | 55 |
| 5.2.1 Ciclo celular..... | 55 |
| 5.2.2 Alterações cromossômicas..... | 59 |
| 5.2.3 Alterações nucleares | 64 |
| 5.2.4 Micronúcleos na região F1 | 68 |
| 6 DISCUSSÃO..... | 69 |
| 6.1 Análises Macroscópicas..... | 69 |

| | |
|------------------------------------------------------------|-----------|
| 6.1.1 Efeitos sobre a germinação | 69 |
| 6.1.2 Efeitos sobre o desenvolvimento inicial | 71 |
| 6.2 Análises Microscópicas..... | 75 |
| 6.2.1 Ciclo celular..... | 76 |
| 6.2.2 Alterações cromossômicas..... | 78 |
| 6.2.3 Alterações nucleares | 79 |
| 6.2.4 Micronúcleos na região F1 | 80 |
| 7 CONCLUSÃO..... | 81 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 82 |

1 INTRODUÇÃO

Os “elementos terras raras” (ETR) referem-se ao grupo de 17 elementos químicos, 15 pertencentes à série dos lantanídeos e, ainda, escândio e ítrio, elementos pertencentes à família IIIB da Tabela periódica (KABATA-PENDIAS, 2011). Os ETR estão presentes em mais de 250 espécies minerais conhecidas, principalmente nos grupos da Bastnasita, Monazita, argilas iônicas e Xenotímio (KOLTUN; THARUNARAJAH, 2014). A classificação de “raro” para esses elementos não reflete a abundância que os mesmos são encontrados na natureza, já que eles são detectados em toda crosta terrestre, mas ao fato de não estarem associados a grandes depósitos ou minérios como outros elementos (por exemplo, ouro) (CARPENTER et al., 2015).

Esses elementos têm despertado interesse em diversos segmentos da indústria e agricultura (BARBIERI et al., 2013), com o desenvolvimento tecnológico, eles ganharam novos usos, visto que podem fornecer características magnéticas, de resistência e de luminescência aos produtos finais em que são utilizados (IZATT et al., 2014). Hoje em dia, o universo de suas aplicações é muito abrangente, sendo utilizados em produtos químicos, eletrônicos, transporte e na aviação (RAMOS et al., 2016), incluindo ímãs, baterias, vidros, ligas e catalisadores, todos essenciais para a fabricação de computadores, lasers e telas (MAESTRO; HUGUENIN, 1995; WENG et al., 2013). Dados publicados pelo *United State Geological Survey* (2016) revelam que o consumo de compostos com ETR em 2015, na China, foi liderado pelos ímãs permanentes (35 %) e catalisadores (15 %).

No que diz respeito à utilização dos ETR na agricultura, no Brasil, há produtos ricos desses elementos, como as rochas fosfatadas, que são bastante utilizados na agricultura por serem permitidos pela Lei de Orgânicos no Brasil (Decreto nº 6323) (TURRA, 2011) e também são encontrados no gesso, como subproduto. A apatita é o principal mineral explorado para produção de fertilizantes, e os ETR são adicionados não intencionalmente aos mesmos (RAMOS et al., 2016). Contudo, não é uma prática comum a adição de ETR aos fertilizantes no país, mas quando utilizados em altas concentrações em outros países, podem se tornar poluentes ou tóxicos para organismos vivos (DINALI, 2014).

Sendo assim, a extração dos ETR para usos na indústria e agricultura pode gerar graves problemas e impactos ambientais, como o esgotamento de recursos naturais, poluição da água, ar, solos e exposição dos seres vivos a materiais radioativos (ZAIMES et al., 2015). Além disso, devido ao crescimento da produção de eletrônicos e a diminuição do tempo de vida dos mesmos, o lixo tecnológico tem aumentado. Esses fatos aumentam a preocupação

atual com os possíveis impactos ambientais gerados pela exploração dos ETR (LEMOS et al., 2015). Portanto, é fundamental destacar a importância de quantificar os seus impactos ao meio ambiente (ZAIMES et al., 2015), visto que os estudos dos efeitos desses elementos nos seres vivos são escassos.

Dentre os ETR, o Cério (Ce) se destaca por ser considerado o ETR mais abundante, representando 0,0043% da crosta terrestre (HU et al, 2004; D' AQUINO et al., 2009). Sua ocorrência é similar à do cobre e maior, por exemplo, que a do chumbo (FORSYTH; HINTON, 2014). O Ce pode ter efeitos positivos sobre algumas características das plantas (ESPINDOLA et al., 2013; ZHANG et al., 2013), como aumento significativo na germinação (FASHUI, 2002), crescimento da raiz (DIATLOFF et al, 2008; ZHANG et al., 2013) e altura da planta (HE; LOH, 2000). No entanto, níveis elevados de Ce podem se tornar prejudiciais (THOMAS et al., 2014) e reduzir o comprimento das raízes e o peso da matéria seca (HU et al., 2002).

Visto que os ETR podem trazer malefícios aos seres vivos, tem-se reconhecido a importância de levantar todas as informações dos efeitos desses elementos para assegurar a qualidade ambiental, a curto ou a longo prazo (BADERNA et al., 2011). Sendo assim, é importante o conhecimento dos efeitos que os agentes poluidores podem ter nos organismos vivos (ANDRADE-VIEIRA, 2012). As avaliações ecotoxicológicas mostram a ação biológica de compostos químicos (ALTENBURGER; SCHMITT-JANSEM, 2003). Para tanto, bioensaios em modelos biológicos são desenvolvidos, uma vez que são considerados uma excelente ferramenta para complementar os dados físico-químicos dos compostos/elementos potencialmente tóxicos em estudo (BADERNA et al., 2011).

Dentre os bioensaios realizados com organismos vivos, as plantas são amplamente utilizadas em testes de toxicidade (PEREIRA et al., 2013; SIMÕES et al., 2013). Os ensaios para prospecção de riscos toxicológicos baseados em modelos vegetais se destacam, pois apresentam baixo custo, são simples e fáceis de serem conduzidos (FISKESJÖ, 1985; GRANT, 1982). Além disso, as respostas apresentadas pelas plantas apresentam sensibilidade equivalente ou superior a de outros organismos para detectar o efeito genotóxico de poluentes ambientais (U.S. EPA, 1980), sendo os efeitos compatíveis àqueles observados em células humanas (DOS REIS et al., 2017). Por fim, esses ensaios não necessitam de aprovação em comissões éticas (ANDRADE-VIEIRA et al., 2014) e estão de acordo com as diretrizes toxicológicas para o século XXI, na qual a substituição e diminuição de testes com modelos animais é sugerida (HARTUNG, 2009).

Os ensaios baseados em modelos vegetais envolvem a análise de parâmetros macroscópicos e microscópicos, ou até mesmo mutações pontuais e danos ao DNA (VIEIRA; SILVEIRA 2018). Os testes macroscópicos compreendem a utilização de bioensaios de germinação e crescimento da plântula, sendo a espécie *Lactuca sativa* comumente utilizada nesses tipos de análises (ARAGÃO et al., 2017; SOUSA et al., 2009). Devido à sua rápida germinação, essa espécie é considerada eficiente para indicar efeitos tóxicos de poluentes encontrados em solos (VALERIO; GARCIA; PEINADO, 2007).

Além de *L. sativa*, outros vegetais são utilizados como modelos para testes macroscópicos e/ou microscópicos: *Allium cepa*, *Zea mays*, *Tradescantia spp* e *Vicia faba* (GRANT, 1994). Dentre eles, o teste de *A. cepa* é o mais difundido entre os laboratórios, para análises microscópicas, baseada em avaliação citogenéticas. Esse teste foi descrito por Levan em 1938 (FISKESJÖ, 1985) e consiste na avaliação das alterações nas fases do ciclo celular nas células meristemáticas das raízes de *Allium cepa* L., após exposição à agentes potencialmente tóxicos (LEME; MARIN-MORALES, 2009). À semelhança do que é analisado no teste de aberrações cromossômica em *A. cepa*, qualquer espécie que atenda as premissas de ter rápida proliferação de raiz, cromossomos grandes e parede celular das células meristemáticas pouco lignificadas, possibilitando a confecção de lâminas, pode ser usada como modelo para detecção de toxicidade (LEME; MARIN-MORALES, 2009).

Diante do exposto e visando um melhor entendimento sobre o comportamento do Ce nas plantas e no solo, o presente estudo teve como objetivo avaliar o efeito eco(geno)toxicológico de cério (Ce) nos modelos vegetais *Lactuca sativa* L., *Allium cepa* L., *Pennisetum glaucum* L. e *Phaseolus vulgaris* L. Para tanto, as espécies foram cultivadas em três diferentes tipos de solo, Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial, com doses crescente de Ce.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Elementos Terras Raras

Os elementos terras raras (ETR) é um grupo de 17 elementos químicos; destes, 15 pertencem ao grupo dos lantanídeos, e os outros dois compreendem os elementos escândio (Sc) e ítrio (Y) (KOLTUN; THARUNARAJAH, 2014). Os elementos do grupo lantanídeos possuem números atômicos entre $Z = 57$ e $Z = 71$. Os elementos terras raras que pertencem a este grupo são: lantânio (La), cério (Ce), praseodímio (Pr), neodímio (Nd), promécio (Pm), samário (Sm), európio (Eu), gadolínio (Gd), térbio (Tb), disprósio (Dy), holmio (Ho), erbio (Er), túlio (Tm), itérbio (Yb), lutécio (Lu) escândio (Sc) e ítrio (Y) (IUPAC, 2005). Todos pertencentes à família IIIB da tabela periódica e somente o Pm não ocorre naturalmente (KABATA; PENDIAS, 2011) (FIGURA 1).

Figura 1- Tabela Periódica, com destaque para os elementos terras raras, incluindo o Ce.

IUPAC Periodic Table of the Elements

| | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|-------------------------------------|-----------------------------------------|--------------------------------------|---------------------------------|------------------------------------|----------------------------------|-------------------------------------|--------------------------------|----------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|-----------------------------------|----------------------------------------|---------------------------------------|---------------------------------------|-------------------------------------|----------------------------------------|-----------------------------------|
| 1 H hydrogen (1.007 94) | | | | | | | | | | | | | | | | | 18 He helium 4.002 6 |
| 3 Li lithium (6.941 16) | 4 Be beryllium 9.012 2 | | | | | | | | | | | 5 B boron (10.81 10.82) | 6 C carbon (12.010 12.02) | 7 N nitrogen (14.006 14.01) | 8 O oxygen (15.999 16.00) | 9 F fluorine 18.998 | 10 Ne neon 20.180 |
| 11 Na sodium 22.989 769 28 | 12 Mg magnesium (24.304 24.31) | | | | | | | | | | | 13 Al aluminum 26.981 538 6 | 14 Si silicon (28.085 28.09) | 15 P phosphorus 30.973 762 2 | 16 S sulfur (32.059 32.06) | 17 Cl chlorine (35.446 35.45) | 18 Ar argon 39.948 163 4 |
| 19 K potassium 39.098 31 | 20 Ca calcium 40.078 4 | 21 Sc scandium 44.955 912 2 | 22 Ti titanium 47.88 | 23 V vanadium 50.941 5 | 24 Cr chromium 51.996 1 | 25 Mn manganese 54.938 044 | 26 Fe iron 55.845 | 27 Co cobalt 58.933 195 | 28 Ni nickel 58.693 4 | 29 Cu copper 63.546 | 30 Zn zinc (65.38 65.40) | 31 Ga gallium 69.723 1 | 32 Ge germanium 72.630 8 | 33 As arsenic 74.921 60 | 34 Se selenium 78.971 8 | 35 Br bromine (79.904 79.91) | 36 Kr krypton 83.80 |
| 37 Rb rubidium 85.467 8 | 38 Sr strontium 87.62 | 39 Y yttrium 88.905 848 | 40 Zr zirconium 91.224 | 41 Nb niobium 92.906 38 | 42 Mo molybdenum 95.94 | 43 Tc technetium | 44 Ru ruthenium 101.1 | 45 Rh rhodium 102.9 | 46 Pd palladium 106.4 | 47 Ag silver 107.868 2 | 48 Cd cadmium 112.411 8 | 49 In indium 114.818 | 50 Sn tin 118.710 | 51 Sb antimony 121.757 | 52 Te tellurium 127.6 | 53 I iodine 126.905 46 | 54 Xe xenon 131.29 |
| 55 Cs cesium 132.905 451 | 56 Ba barium 137.327 | 57-71 lanthanoids | 72 Hf hafnium 178.49 | 73 Ta tantalum 180.947 88 | 74 W tungsten 183.84 | 75 Re rhenium 186.207 | 76 Os osmium 190.23 | 77 Ir iridium 192.222 | 78 Pt platinum 195.084 | 79 Au gold 196.966 57 | 80 Hg mercury 200.59 | 81 Tl thallium (204.38 204.4) | 82 Pb lead 207.2 | 83 Bi bismuth 208.980 4 | 84 Po polonium | 85 At astatine | 86 Rn radon |
| 87 Fr francium | 88 Ra radium | 89-103 actinoids | 104 Rf rutherfordium | 105 Db dubnium | 106 Sg seaborgium | 107 Bh bohrium | 108 Hs hassium | 109 Mt meitnerium | 110 Ds darmstadtium | 111 Rg roentgenium | 112 Cn copernicium | 113 Uut ununtrium | 114 Fl flerovium | 115 Uup ununpentium | 116 Lv livermorium | 117 Uus ununseptium | 118 Uuo ununoctium |

| | | | | | | | | | | | | | | |
|-------------------------------------|----------------------------------|-----------------------------------------|----------------------------------|------------------------|-------------------------------|---------------------------------|----------------------------------|------------------------------------|--------------------------------------|------------------------------------|-------------------------------|------------------------------------|--------------------------------------|---------------------------------|
| 57 La lanthanum 138.905 48 | 58 Ce cerium 140.127 | 59 Pr praseodymium 140.907 64 | 60 Nd neodymium 144.242 | 61 Pm promethium | 62 Sm samarium 150.4 | 63 Eu europium 151.964 | 64 Gd gadolinium 157.25 | 65 Tb terbium 158.925 349 | 66 Dy dysprosium 162.500 52 | 67 Ho holmium 164.930 329 | 68 Er erbium 167.259 | 69 Tm thulium 168.930 324 | 70 Yb ytterbium 173.054 688 | 71 Lu lutetium 174.967 |
| 89 Ac actinium | 90 Th thorium 232.037 7 | 91 Pa protactinium 231.036 889 | 92 U uranium 238.028 91 | 93 Np neptunium | 94 Pu plutonium | 95 Am americium | 96 Cm curium | 97 Bk berkelium | 98 Cf californium | 99 Es einsteinium | 100 Fm fermium | 101 Md mendelevium | 102 No nobelium | 103 Lr lawrencium |

INTERNATIONAL UNION OF PURE AND APPLIED CHEMISTRY

For notes and updates to this table, see www.iupac.org. This version is dated 8 January 2016. Copyright © 2016 IUPAC, the International Union of Pure and Applied Chemistry.

Fonte: www.iupac.org

De acordo com a massa atômica, raio iônico e características químicas, os elementos terras raras podem ser classificados, segundo KABATA; PENDIAS (2011), em

elementos terras raras leves (LETR) e elementos terras raras pesados (PETR). Os LETRs são compostos por: lantânio (La), cério (Ce), praseodímio (Pr), neodímio (Nd), e promécio (Pm) e os elementos terras raras pesados (PETRs) são os ETR térbio (Tb), disprósio (Dy), hólmio (Ho), érbio (Er), túlio (Tm), itérbio (Yb), lutécio (Lu), escândio (Sc) e ítrio (Y) (LIMA et al., 2016) (Figura 1). Os ETR leves são compostos por elementos mais solúveis, básicos e mais móveis, com massa atômica menor que 153 u, já os ETR pesados possuem massa atômica mais elevada, maior que 153 u, com exceção do Y que possui massa atômica menor que 153 u, mas é incluído nos grupos dos pesados (KABATA- PENDIAS, 2011).

O termo Terra Rara foi atribuído na Suécia, no final do século XVIII, devido à descoberta de um mineral novo e incomum que apresentava dificuldades iniciais na sua separação (MAESTRO, 1997). No entanto, os ETR não são escassos na crosta terrestre, visto que são encontrados em quase todas as formações de rocha (HURST, 2010) com abundância significativa. Oposto à sua denominação, eles não são raros, essa classificação de "raros" refere-se à falta de grandes depósitos ou minérios (STONE, 2009) e ao fato de não serem encontrados separadamente (MAESTRO, 1997).

Os ETR estão presentes em mais de 250 espécies minerais conhecidas e, apesar das técnicas para extração serem eficientes, somente alguns minerais ocorrem em concentrações suficientes para exploração (KOLTUN; THARUNARAJAH, 2014). Os ETR estão contidos, principalmente, em minerais dos grupos da Bastnasita (Ce, La) CO_3F , Monazita (Ce, La) PO_4 , argilas iônicas portadoras de ETRs, Xenotímio (YPO_4) (COTTON, 2006) e rochas de carbonatita (ANI; SARAPAA, 2013), que são conhecidas por conter uma maior quantidade de ETR dentre todas as rochas ígneas (ANI; SARAPAA, 2013).

Nos depósitos desses mineirais pode existir grande variedade de ETR, normalmente presentes em grãos extremamente finos (CAVALCANTE et al., 2014, NEUMANN; MEDEIROS, 2015)

A maior reserva de ETR do mundo está situada na China e representa cerca de 40% das reservas mundiais, seguida pelo Brasil, com 16%, e EUA 10% (DNPM, 2015). A China produz aproximadamente 97% da oferta mundial de ETR (RÜTTINGER; FEIL, 2010), e, portanto, tem um monopólio sobre esses recursos (HURST, 2010) com uma diversidade alta nos tipos de minerais de terras raras que incluem bastnasita e monazita com uma gama de ETR (CHENG; CHE, 2010), podendo produzir mais de 400 variedades de produtos de terras raras. No entanto, uma escala tão grande de atividades de mineração e produção de ETR na China mudou inevitavelmente o meio ambiente (LIANG et al., 2014), o que pode gerar impactos negativos, como liberação de gás residual contendo poeira, resíduos radioativos e

uma variedade de efluentes, sendo a maior parte água residual que contamina a água potável e também o ambiente aquático (HURST, 2010).

Contudo, nos últimos anos, a China reduziu a produção e exportação desses elementos para proteger a indústria e diminuir os impactos ambientais (HURST, 2010). Muitas pesquisas chinesas têm sido realizadas sobre a acumulação dos ETR nas áreas de mineração da China e os resultados tem mostrado que, em solos próximos a áreas de mineração, o valor médio de ETR é muito superior aos valores médios que são encontrados normalmente em solos tanto na China como no mundo (LIANG et al., 2014). Porém, Brasil, EUA, Austrália (CANCHUMANI, 2016) e Canadá (CARPENTER et al., 2015) têm aumentado as atividades na pesquisa e extração dos ETR (CANCHUMANI, 2016).

No Brasil, mais de 90% dos depósitos de minérios são de complexos de carbonatita, o que representa 2% das reservas mundiais estimadas (ZHANG et al., 2012). Embora quase não haja exploração de minerais de terras raras em larga escala no Brasil, os recursos existentes são significativos (ANTONIASSI et al., 2015) e apresenta produção em planta piloto (pré-industrial) de 8 toneladas por ano (DNPM, 2015). As reservas lavráveis existentes no Brasil estão situadas em Catalão (GO) (RAMOS et al., 2016), Araxá (MG), Itapirapuã Paulista (SP), Poços de Caldas (MG), São Francisco do Itabapoana (RJ) e no Vale do Sapucaí (MG). Em Araxá, estão concentradas reservas de ETR com grande potencial de aproveitamento.

Embora existam várias técnicas de extração e separação para o processamento de minérios, estudos sobre remoção e recuperação de ETR permanecem escassos (KOOPMAN; WITKAMP, 2000; HABASHI, 2013; INNOCENZI et al., 2014). Oxidação (CAROLIN et al., 2017; WANG et al., 2017), fotocatalise (SHI et al., 2017; WU et al., 2017) e tratamento eletroquímico (CAROLIN et al., 2017) são exemplos de métodos potenciais para remoção de ETR em sistemas aquosos (GWENZI et al., 2018).

Para extração de ETR, são frequentemente utilizadas técnicas de lixiviação e precipitação (HIDAYAH; ABIDIN, 2017; INNOCENZI et al., 2014). Recentemente, foram desenvolvidas técnicas de extração baseadas em extração sólido-sólido (HIDAYAH; ABIDIN, 2017), extração ultra-sônica (DIEHL et al., 2018), dióxido de carbono supercrítico, tecnologia de membrana (LIU et al., 2018) e técnicas de separação de plasma (GUEROULT et al., 2018).

2.2 Ocorrência dos elementos de terras raras nos solos

Vários fatores influenciam a ocorrência de ETR na crosta terrestre e no solo, sendo um dos principais o material de origem (VILELA, 2015). Mais de 250 minerais contêm ETR (KABATA; PENDIAS, 2011) e a quantidade de cada elemento pode variar entre as fontes minerais, sendo que esses elementos não são encontrados de forma isolada, ou seja, eles não apresentam apenas um, mas sim vários ETR associados (REDLING, 2006). Assim, no solo, são encontrados vários ETR acumulados.

O teor, as transformações e as distribuições das frações desses elementos estão relacionados a propriedades físico-químicas e mineralógicas do solo, como: textura, conteúdo de matéria orgânica, pH, quantidade de óxidos de Fe (HU et al., 2006), fosfatos e sulfetos (GU et al., 2000) e altos teores de minerais argilosos (DONG et al., 2001).

A disponibilidade de ETR no solo pode ser afetada pelo processo de adsorção e tal processo é fortemente influenciado pelo pH, força iônica da solução e mineralogia do solo. Minerais como rutilo, gibbsita e hematita apresentam alta capacidade de adsorção desses elementos (PIASECKI; SVERJENSKY, 2008), enquanto que a dessorção de ETR no solo tem sido relatada como baixa, visto que a capacidade máxima de adsorção é superior ao processo de dessorção (REDLING, 2006).

Em condições tropicais, como no Brasil, a alta precipitação e os solos altamente intemperizados com alta acidez podem provocar maior solubilidade de elementos terras raras, aumentando sua disponibilidade para as plantas (VILELA, 2015).

Quantidade e concentrações totais de ETR durante a formação do solo, bem como a origem e a idade do solo, o clima sob as quais se desenvolveram, a influência humana e outras atividades (TYLER, 2004) também influenciam no comportamento dos ETR nos solos. Sendo assim, em solos menos perturbados (natural ou seminatural) e em solos de climas úmidos que passaram por processos de intemperismo e lixiviação, alguns elementos podem ser acumulados nas partes superiores do perfil do solo (TYLER, 2004).

Segundo Hu et al. (2006), o teor dos elementos terras raras no solo reduz na seguinte ordem: granito > materiais do quaternário > basalto > arenito roxo > arenito vermelho. No entanto, também podem ocorrer adições via deposição atmosférica e por fertilização fosfatada (MOREIRA, 2014), onde concentrações totais de ETR em solos fertilizados são frequentemente mais altos do que não fertilizados (TYLER, 2004).

Os solos argilosos apresentam maiores concentrações de ETR que os solos arenosos (KABATA-PENDIAS, 2011) e os ETR leves são mais abundantes no solo que os elementos terras raras pesados (EL-RAMADY, 2011). Este fato foi observado em solos brasileiros, onde a concentração de ETR foi maior em Argissolo e Latossolo em detrimento do Neossolo, e

predominância de ETR leves. Independente do tipo de solo, a abundância de ETR tende a decrescer na seguinte ordem: Ce>La>Nd>Y>Pr>Sm>Gd>Dy>Er> Yb > Eu > Tb > Ho>Tm> Lu (HU et al., 2006), como em Cambissolos florestais (maioria ácidos e argilosos), que observou-se uma concentração média de ETR de 0,018% de Ce e 0,011% de Lu (TYLER; OLSSON, 2005).

2.3 Utilização dos elementos terras raras

Os ETR são elementos maleáveis, dúcteis e grandes condutores elétricos, o que permite sua aplicação em vários segmentos industriais de alta tecnologia (JORJANI; SHAHBAZI, 2012). São extraídos principalmente por ter utilidade em tecnologias modernas, com diversas aplicações para desenvolvimentos de tecnologia verde (DE BOER; LAMMERTSMA, 2013; GONZALEZ et al., 2014). As primeiras aplicações desses elementos ocorreram há 100 anos após a descoberta das primeiras terras raras (Y e Ce), em 1803 (ZINNER, 1982).

As propriedades físicas e químicas dos ETR são utilizadas em uma grande variedade de aplicações tecnológicas, o que garante características únicas como: tecnologias de energia limpa, controle da poluição, ótica e refrigeração (ORTIZ; JÚNIOR, 2014). Esses elementos possuem importância significativa para várias indústrias e são utilizados em produtos químicos, eletrônicos, transporte e na aviação (RAMOS et al., 2016). A Tabela 1 apresenta um resumo dos usos de ETR em alta tecnologia e outras aplicações industriais.

Com o desenvolvimento tecnológico, os ETR ganharam novos usos e, hoje em dia, o universo de suas aplicações é muito abrangente (RAMOS et al., 2016). Seus usos mais importantes são como componentes de ímãs de alta resistência em equipamentos eletrônicos, em turbinas eólicas e veículos, em armas guiadas de precisão, em computadores, equipamentos de áudio e automóveis, dentre outros. Eles também são usados em baixas quantidades em catalisadores durante o refino de petróleo, na produção de vidro ótico e como componentes em fósforos para iluminação (HAYES-LABRUTO et al., 2013).

Também podem ser usados no craqueamento do petróleo, na fabricação de lasers e como materiais luminescentes na fabricação de lâmpadas fluorescentes e tubos de raios catódicos de aparelhos de televisão. Além disso, nos últimos anos, tem sido utilizado na agricultura (RAMOS et al., 2016) e, em componentes de fertilizantes agrícolas (HU et al., 2004), na formulação de fertilizantes fosfatados (TURRA; BACCHI, 2011) de forma não

intencional, extraídos de rochas que podem apresentar elevadas concentrações desses elementos em sua composição.

Devido ao seu grande uso, os ETR desempenham um papel fundamental na transição para um novo paradigma tecnológico e de sustentabilidade (DIAMOND, 2005), intensificando sua demanda (LIMA et al., 2016). Porém, a reciclagem de ETR até o momento é escassa, pois a pequena quantidade utilizada na maioria dos produtos finais que contenham estes elementos, combinados com a dificuldade da extração, coleta e recuperação dos materiais constituintes dentro dos produtos finais, dificulta essa reciclagem (LI et al., 2017; KUMARI et al., 2018). Quando ocorre, a reciclagem pode ser dividida em três tipos: reciclagem direta da produção (sucata ou resíduos), mineração urbana de produtos em fim de vida, e a reciclagem de produtos industriais (resíduos sólidos e líquidos) (LI et al., 2017). Contudo, a reciclagem é uma tecnologia da nova geração, e estima-se que até 2020 o potencial de reciclagem desses elementos seja aumentado, onde a quantidade significativa de ETR poderá ser reciclado a partir de ímãs, baterias e iluminação fosforescente (BINNEMANS et al., 2013; JOWITT et al., 2018).

Tabela 1– Resumo das aplicações industriais de alta tecnologia de elementos terras raras.

| ETR | Principal aplicação | Referências |
|--------------------------|----------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| Eu, Tb, Gd, Ce | Tela plana | Resende; Morais, 2010; Humphries, 2012 |
| Yb, Er, Eu, Tb, Y | Fibras ópticas | Eliseeva; Bünzli, 2011 |
| La, Ce, Pr, Nd, | Ligas metálicas | Stegen, 2015; Paulick; Machacek, 2017 |
| Pr, Nd, Gd, Tb, Dy | Ímãs permanentes | Eliseeva; Bünzli, 2011; Dent, 2012; Haque et al., 2014; Xie et al., 2014; Stegen, 2015 |
| La, Ce, Pr, Nd | Catalisadores automáticos | Navarro; Zhao, 2014 |
| La, Ce | Refinamento de petróleo | Navarro; Zhao, 2014 |
| La, Ce, Pr, Nd, Y | Cerâmica, vidro aditivos | Stegen, 2015 |
| La, Ce, Eu, Gd, Tb, Y | Fósforos | Hurst, 2010; Eliseeva; Bünzli, 2011; Humphries, 2012; Navarro; Zhao, 2014; Stegen, 2015; Tan et al., 2015 |
| La, Ce, Pr | Compostos para polimento | Navarro; Zhao, 2014 |

Fonte: Adaptado de Gwenziet al. (2010).

2.4 Uso de ETR em fertilizantes

Os fertilizantes fosfatados podem ser compostos por uma diversidade de ETR (TURRA; BACCHI, 2011) com concentrações diferentes, devido às diversas matérias-primas utilizadas para a produção dos mesmos (RAMOS et al., 2016), sendo a apatita o principal mineral utilizado, com ocorrência desde 1878 (IUPAC, 2005). Os níveis de ETR nos fertilizantes dependem das quantidades de elementos disponíveis no ambiente, portanto, o conhecimento da concentração deles em fertilizantes é essencial para garantir a segurança ambiental e alimentar, especialmente para áreas de agricultura intensiva (RAMOS et al., 2016).

As quantidades de ETR nos adubos fosfatados diferem em cada país. Por exemplo, um superfosfato simples (SSP) produzido no Paquistão tem a concentração média de 40,2 mg Ce kg⁻¹ (WAHEED et al., 2011). No Brasil, o mesmo produto possui 1499 mg Ce kg⁻¹ (TURRA; BACCHI, 2011) e o processo para produção de fertilizantes no país não inclui recuperação dos ETR, gerando, assim, altas concentrações em produtos e subprodutos provenientes de fertilizantes (DINALI, 2014).

Existem produtos ricos desses elementos, como as rochas fosfatadas que são muito utilizados na agricultura convencional e orgânica por serem permitidos pela Lei de Orgânicos (Decreto nº 6323). No Brasil, não é uma prática comum a adição de elementos terras raras aos fertilizantes (TURRA; BACCHI, 2011), porém o país é um dos grandes consumidores de fertilizantes (RAMOS et al., 2016), que podem ser advindos de outros países e conter ETR. Contudo, faltam estudos sobre os efeitos da aplicação destes elementos em culturas agrícolas (VILELA, 2015). Já na China, a aplicação dos ETR em áreas agrícolas é muito comum desde a década de 70, onde alguns compostos comerciais são amplamente utilizados (PANG; LI; PENG, 2002; TYLER, 2004).

Os produtos contendo ETR comercializados são nitratos ou cloretos de ETR, fertilizantes com ETR misturados a outros elementos traço, fertilizantes com ETR e bicarbonato de amônio e ETR misturados com aminoácidos (PANG; LI; PENG, 2002), sendo os ETR leves predominantes, o que representa 92% do total dos elementos em fertilizantes (DINALI, 2014; OLIVEIRA et al., 2012). Dentre eles, o cloreto e as formas de nitrato de Cério e lantânio são os mais utilizados (HU et al., 2004).

Os produtos são aplicados no tratamento de sementes, em folhas durante o crescimento das culturas (TYLER, 2004), ou por meio de ferti-irrigação (XU et al., 2002). Aplicações diretas no solo podem não apresentar efeitos ou obter resultados limitados e, por isso, são menos utilizadas (TYLER, 2004). No entanto, os fertilizantes são importantes fontes

de ETR para solos, mesmo de forma não intencional, o que ocorre em países que são grandes consumidores de fertilizantes, como o Brasil (RAMOS et al., 2016).

Visto que os ETRs têm potencial de se acumular progressivamente no solo (TYLER, 2004; EL-RAMADY, 2010), é de importância significativa avaliar os fertilizantes fosfatados como fonte de elementos terras raras para os ecossistemas agrícolas. Se considerarmos que os principais adubos fosfatados brasileiros são Superfosfato Simples (SSP), Superfosfato Triplo (TSP) e Fosfato Monoamônico (MAP), estima-se que o uso desses adubos agrega cerca de 10,5 mil toneladas de ETR aos solos brasileiros. Essa quantidade está próxima do consumo anual de micronutrientes importantes como boro, cobre, manganês e zinco na agricultura brasileira (RAMOS et al., 2016).

Apesar de grandes quantidades de ETR serem facilmente removidas dos horizontes do solo através da chuva, os ETR fornecidos por fertilizantes ou outras fontes, são mais solúveis e reativos que os ETR já presentes no solo, podendo ser considerada um futuro problema ambiental (TYLER, 2004).

2.5 Cério

O Cério é o ETR existente em maior quantidade, considerado o 25º elemento mais abundante na crosta terrestre (MIGASZEWSKI; GALUSZKA, 2014). Ele foi descoberto em 1803, pelo sueco Jöns Jacob Berzelius (SÖDERBAUM, 1931) e o seu nome foi atribuído em homenagem ao asteroide “Ceres” (CNIC, 1960). A sua concentração na crosta terrestre é de 60 ppm, assemelhando-se com a de cobre (68 ppm) e de zinco (79 ppm) (TYLER, 2004). Bastnaesita e monazita são os minerais que apresentam maior quantidade de cério, 49,8% e 44% respectivamente (MAESTRO, 1997).

Devido a sua abundância, o Ce é utilizado em uma ampla gama de aplicações tecnológicas (Tabela 1), e nas últimas décadas tem se tornado um dos elementos indispensáveis nos processos industriais (ZICARI et al., 2018). Além disso, é utilizado em vários campos, incluindo nanotecnologia (PARISI; VIGANI; RODRÍGUEZ-CEREZO, 2015), agricultura e pecuária (TOMMASI; D'AQUINO, 2017; D'AQUINO; TOMMASI, 2017). Na agricultura, é considerado o ETR mais utilizado nos fertilizantes, com concentrações variando de 256,1 a 3.547,9 mg kg⁻¹. Após o Ce se encontra o La, Nd e Y (DINALI, 2014; OLIVEIRA et al., 2012), o que foi comprovado pelo estudo de Ramos et al. (2016).

Como consequência do seu grande uso, o Ce pode ser encontrado nos solos em maior quantidade que os demais elementos (HU et al., 2006) e se acumular progressivamente nas plantas (ROSSI et al., 2017), podendo ser benéfico ou prejudicial para as mesmas (POŠĆIĆ; SCHAT; MARCHIOL, 2017).

2.6 Efeitos dos elementos terras raras nas plantas

Os ETR podem influenciar positivamente o desenvolvimento inicial e crescimento das plantas, aumento da produção de biomassa (SHTANGEEVA, 2014; RAMÍREZ OLVERA et al., 2018) e fotossíntese (ROSSI et al., 2016). No entanto, muitos dos efeitos positivos são observados apenas em baixas doses dos ETR, com efeitos negativos aparentes à medida que as dosagens são aumentadas (ZHANG et al., 2013), pois o acúmulo desses elementos, em raízes, caules, folhas e grãos, pode interferir no desenvolvimento das plantas (KABATA-PENDIAS, 2011).

Os efeitos prejudiciais relatados de níveis elevados de ETRs em plantas incluem: diminuição do crescimento, função das raízes e absorção nutricional (THOMAS et al., 2014); redução do alongamento radicular (KATAOKA et al., 2002); diminuição da germinação das sementes (D'AQUINO et al., 2009) e cloroplasto (WANG et al., 2009).

A absorção dos ETR podem ocorrer através das raízes e também nas folhas, por meio dos estômatos e cutícula (EL-RAMADY, 2011). A concentração desses elementos nas plantas varia de acordo com a disponibilidade, advindos de aplicação dos mesmos, e também entre as diferentes espécies de plantas (GUO et al., 2007).

Após a absorção, os ETR podem ser translocados na planta das raízes para as folhas, quando são aplicados no solo, e das folhas para as raízes, quando aplicados via foliar. As plantas possuem uma série de características que afetam a redistribuição de ETR em seus órgãos (BRIOSCHI et al., 2013), sendo as barreiras apoplásticas os primeiros obstáculos encontrados pelos elementos para que atinjam o xilema (BRIOSCHI et al., 2013) e a translocação deles, mesmo que baixa, é comprovada pelo seu acúmulo nas partes das plantas, como caule, folhas, flores e grãos (WANG et al., 2001).

Nos últimos anos, diversos trabalhos foram publicados mostrando os efeitos dos ETR nas plantas como, por exemplo, efeitos no crescimento e desenvolvimento (OLIVEIRA et al., 2015; RAMÍREZ-OLVERA et al., 2018) e também em níveis citogenético e estrutural (D'AQUINO et al., 2009; XU et al., 2016), sendo o Ce o mais estudado, possivelmente em função de sua abundância no ambiente (TABELAS 2 e 3).

Há estudos sobre plantas que crescem em solos contendo baixos níveis naturais de ETR (FU et al., 1998; TYLER; OLSSON, 2005), mas estudos toxicológicos sobre os efeitos da contaminação do solo por ETR em plantas são escassos, pois a maioria das pesquisas foram conduzidas em condições de solução nutritiva (HU et al., 2002; DIATLOFF et al., 2008).

São vários os efeitos dos ETR em plantas, podendo ser diretos, devido à sua presença nas estruturas das plantas, ou indiretos, através de mensageiros secundários que causam um efeito cascata nos processos metabólicos. Sendo assim, os processos vegetais afetados pelos elementos terras raras são bastante complexos e ainda precisam ser melhores estudados (RAMOS et al., 2016).

Muitos estudos documentaram a presença de ETR em raízes e parte aérea de uma variedade de espécies diferentes de plantas (DE FRANÇA et al., 2011; WANG; LIU 2017), (TABELAS 2 e 3), sendo encontrados em maior quantidade nas raízes e, em menor, nas sementes (GAO et al., 2015). Foram relatados efeitos na germinação de sementes, onde eles podem atuar de forma sinérgica com fitohormônios que estimulam ou inibem a germinação (ESPINDOLA et al., 2013). Ramírez Olvera et al. (2018) observaram que 8 μM de Ce aumentou a germinação, promoveu o desenvolvimento e crescimento inicial das plântulas de *Oryza sativa* L. Wang e Liu (2017) relataram que, a partir de 20 μM de Ce, o crescimento foi inibido (TABELA 2).

Dentro das plantas, a maioria dos elementos terras raras estão ligados às paredes celulares (LIU et al., 2012), mas alguns conseguem atravessar a membrana celular, acumulando-se em organelas ou em cristais (OLIVEIRA et al., 2015), nos tecidos corticais radiculares ou no mesofilo (OLIVEIRA et al., 2015; RAMOS et al., 2016). Quando os ETRs se ligam a estruturas de plantas, podem causar desestruturação nas paredes celulares (FU et al., 2014), cloroplastos, mitocôndrias e núcleos que perdem seu formato original (OLIVEIRA et al., 2015). Os efeitos desses elementos sobre a estabilidade da membrana estão associados a alterações de estabilidade, funcionalidade e permeabilidade (RAMOS et al., 2016).

No entanto, estudos têm indicado que os ETR podem ser absorvidos pelas plantas devido aos raios iônicos similares que eles compartilham com o cálcio (PICKARD, 1970; HU et al., 2004). Como resultado disso, os elementos terras raras podem substituir as moléculas de cálcio (Ca) em uma série de processos fisiológicos que envolvem proteínas e enzimas, incluindo o crescimento das raízes, fotossíntese e floração, o que pode não ser favorável para as plantas, pois os ETR poderão não ter a mesma função do Ca (BABULA et al., 2008; XIAOQING et al., 2009; YANG et al., 2015).

Há relatos que os ETR podem favorecer a fotossíntese através do aumento das trocas gasosas, aumento do teor de pigmentos fotossintéticos como, por exemplo, a clorofila, que contribui para uma maior taxa fotossintética (OLIVEIRA et al., 2015; WU et al., 2014; XU et al., 2016; WANG et al., 2017; ADISA et al., 2018) (TABELAS 2 e 3). Além disso, as dimensões e densidade de estruturas como os estômatos podem ser modificados com consequente interação do processo fotossintético em presença desses elementos (RAMOS et al., 2016), o que foi observado por Salehi et al. (2017), onde a presença do Ce diminuiu a densidade estomática e aumentou o comprimento dos estômatos (de 12,8 para 19,4 μm) (TABELA 3).

Existem estudos que demonstram que os elementos terras raras podem causar desestabilização do citoesqueleto, o que afeta o ciclo celular (LIU; HASENSTEIN, 2005), porém é necessária maior investigação para desvendar o efeito fitotóxico dos ETR nas plantas (CARPENTER et al., 2015). D'Aquino et al. (2009) observaram o efeito inibitório da mitose utilizando misturas de nitrato de ETR e nitrato de La^{3+} , onde verificaram a completa inibição da mitose em um dos tratamentos. Esse efeito ocorreu somente para alguns dos ETR, e não todos.

Em outro estudo, Wang et al. (2014) utilizaram os ETR Tb e La para verificar o comportamento celular em folhas de *Armoracia rusticana*. Eles concluíram que os dois ETR ativaram a endocitose em células vegetais. Oliveira et al. (2015) observaram que em até 10 μm de La, surgiram células binucleadas, beneficiando o crescimento da planta. A partir de 20 μm de La ocorreram anormalidades tais como c-metáfases muito aumentadas, indicando toxicidade por La (OLIVEIRA et al., 2015).

Apesar de algumas pesquisas mostrarem efeitos benéficos da aplicação de ETR em plantas, esses elementos ainda não foram comprovados como essenciais ou benéficos (KABATA; PENDIAS, 2011; RAMIREZ OLVERA et al., 2018). Por outro lado, os ETR podem ser tóxicos ou exercer efeitos negativos em plantas sob condições de alta concentração e disponibilidade no solo (TYLER, 2004), mas o mecanismo de ação dos ETR ainda é mal compreendido (YANG et al., 2015). Sendo assim, há necessidade de mais estudos toxicológicos sobre os efeitos desses elementos nas plantas e solos e monitoramento da toxicidade devido às atividades de mineração de ETR que ocorrem nos países (HU et al., 2004).

Tabela 2 – Estudos sobre os efeitos de Sais de Ce nas plantas, em trabalhos publicados entre 2014 e 2019(Continua)

| | Espécie testada | ETR testado | Endpoint | Resultados | Referências |
|----------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------|-----------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------|
| 1 | <i>Asclepias syriaca</i> L., <i>Desmodium canadense</i> L., <i>Panicum virgatum</i> L., <i>Raphanus sativus</i> L. e <i>Solanum lycopersicum</i> L. | Ce | Germinação e Crescimento | Os efeitos sobre a germinação foram observados principalmente com Ce em pH baixo. | THOMAS et al., 2014 |
| 2 | <i>Oryza sativa</i> L. | Ce | Efeitos sobre a toxicidade do cádmio no arroz | Aumento de peso fresco, altura de mudas e teor de clorofila em grupos tratados com Ce; a adição de Ce aumentou significativamente o valor do rendimento quântico de fotoquímica primária (Fv / Fm); cloroplastos e tilacóides das folhas cultivadas em cério desenvolveu-se melhor que sob toxicidade a cádmio; adição de 10µM de Ce atenuou o estresse por cádmio ao induzir atividades enzimáticas para a antioxidação como a superóxido dismutase, peroxidase, catalase e peróxido de hidrogênio. | WU et al., 2014 |
| | <i>Allium sativum</i> L. | Ce | Respostas fisiológicas e aberrações cromossômicas na raiz | Menores concentrações de Ce (0,4 e 4 µM) aumentou o teor de clorofila nas folhas, atividade de superóxido dismutase (SOD) e | XU et al., 2016 |

| | | | | | |
|---|----------------------------|----|--------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------|
| 3 | | | | catalase; concentrações mais elevadas (40 e 100 μM) diminuiu o conteúdo de clorofila, inibiu o crescimento das raízes e melhorou o conteúdo de malondialdeído, catalase e ascorbato peroxidase (APX) em raízes e folhas; tratamento com $> 100 \mu\text{M}$ Ce causou aberrações cromossômicas em células meristemáticas da raiz. | |
| 4 | <i>Ipomoea batatas</i> L. | Ce | Desenvolvimento e fotossíntese | Baixa concentração de Ce (10 mg / L) melhorou a resistência à oxidação e uma alta concentração (20 e 80 mg / L) afetou negativamente o desenvolvimento, fotossíntese e desencadeou aumentos nas espécies reativas de oxigênio, atividade de enzimas antioxidantes e conteúdo de malondialdeído; alta concentração de Ce^{3+} pode desencadear uma hipotética via de morte celular. | JIANG et al., 2017 |
| 5 | <i>Oryza sativa</i> L. | Ce | Crescimento das plântulas e distribuição subcelular do Ce | Alongamento da raiz e parte aérea foi inibido em 20, 40, 80 e 160 μM de Ce; com o aumento de concentrações de Ce, ele foi acumulado nas paredes celulares (maior quantidade), organelas celulares e frações solúveis das raízes e brotos. | WANG; LIU 2017 |
| 6 | <i>Rosa chinensis</i> Jacq | Ce | Efeitos do cério no sistema de defesa antioxidante nas pétalas e teores de pigmentos nos cálices | Ce (NO_3) ₃ melhorou as atividades de peroxidase, catalase, superóxido dismutase, ascorbato peroxidase, glutatona redutase, glutatona S-transferase e glutatona peroxidase; diminuiu o conteúdo de malondialdeído e peróxido de hidrogênio nas pétalas; aumentou o conteúdo de clorofila a, b e carotenóides nos cálices. | WANG et al., 2017 |

| | | | | | |
|----|------------------------|----|---------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------|
| 7 | <i>Zea mays</i> L. | Ce | Efeitos do Ce no milho sob diferentes estresses | Adição de Ce^{3+} promoveu significativamente o crescimento de plântulas e aliviou o crescimento morfológico e estrutural; diminuindo estresse oxidativo e aumentada capacidade antioxidativa em folhas de milho; Ce^{3+} pode substituir a função do Ca^{2+} para compensar a deficiência de Ca^{2+} sob estresse salino, o que poderia facilitar ainda mais o desenvolvimento das plântulas. | HONG; QU; WANG, 2017 |
| 8 | <i>Lemna minor</i> L. | Ce | Crescimento e metabolismo antioxidante | O crescimento aumentou em plantas tratadas com menor concentração de Ce e houve uma inibição em concentrações maiores; em maiores concentrações de Ce foram encontrados níveis mais baixos de clorofila e carotenoides; níveis aumentados de peróxido de hidrogênio e metabólitos antioxidantes. | ZICARI et al., 2018 |
| 9 | <i>Oryza sativa</i> L. | Ce | Efeito do Ce na germinação de sementes, crescimento inicial de plântulas e crescimento vegetativo | Ce estimulou o crescimento e desenvolvimento das plantas, aumentou a germinação em 36,2% em média e promoveu o desenvolvimento radicular das plântulas; aumentou a biomassa seca e fresca das plântulas; Ce não afetou as concentrações de macro ou micronutrientes em brotos; aplicação de 8 μ M de Ce é suficiente para melhorar a germinação eo crescimento inicial das plântulas, enquanto 50 μ M Ce é adequado para maior crescimento e desenvolvimento de plantas durante a fase vegetativa, sem alterar o estado nutricional. | RAMÍREZ-OLVERA et al., 2018 |
| 10 | <i>Allium cepa</i> L. | Ce | Efeito do Ce sobre o | Ocorreu uma diminuição significativa no | KOTELNIKOVA |

| | | | | | |
|-----------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|-----------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------|
| | | | crescimento de raízes, índice mitótico (IM) e frequência de anormalidades cromossômicas | desenvolvimento da raiz e IM em células do meristema apical; aumento no número de células com anormalidades a 50 mg / L de Ce; presença de aderências e metáfase alterada; amostras de solo se mostrou menos tóxico em comparação com as soluções; citotoxicidade de amostras de solo contendo a maior concentração de Ce (200 mg / kg). | et al., 2019 |
| 11 | <i>Zea mays L.</i> , <i>Sorghum bicolor L.</i> , <i>Oryza sativa L.</i> , <i>Triticum aestivum L.</i> , <i>Glycine max L.</i> , <i>Helianthus annuus L.</i> , <i>Raphanus sativus L.</i> e <i>Phaseolus vulgaris L.</i> | Ce | Avaliação da fitotoxicidade de Ce (matéria seca e germinação) | A fitotoxicidade do Ce foi mais pronunciada na matéria seca da parte aérea; girassol e rabanete foram as espécies mais sensíveis ao Ce; propriedades do solo como pH, capacidade de troca de cátions e carbono orgânico podem ter influenciado na fitotoxicidade de Ce; Latossolo causou maior fitotoxicidade do que os demais solos testados; a entrada não intencional de Ce por fertilizantes não representa risco para os solos estudados. | MOREIRA et al., 2019 |

Tabela 3 – Estudos sobre os efeitos de Nanopartículas (NP) de Ce nas plantas, em trabalhos publicados entre 2014 e 2019(Continua)

| | Modelo testado | ETR testado | Endpoint | Resultados | Referências |
|---|------------------------------------------------------------------------------------|-------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------|
| 1 | <i>Asparagus Officinalise</i> <i>Lactuca sativa</i> | Ce | Fitotoxicidade de nanopartículas (NP) manufaturadas de CeO ₂ em alface aspargos | O Ce ³⁺ liberado pode representar a Fitotoxicidade. | CUI et al., 2014 |
| 2 | <i>Glycine max</i> | Ce | Determinar elementos nutricionais | Sementes com 1000 mg kg ⁻¹ de CeO ₂ NP apresentaram menos Ca e mais P e Cu. | PERALTA-VIDEA et al., 2014 |
| 3 | <i>Phaseolus vulgaris</i> | Ce | Translocação do Ce | CeO ₂ NP foi biotransformada em Ce (III); O Ce atingiu os tecidos vasculares da raiz e translocou para as partes aéreas. | MAJUMDAR et al., 2014 |
| 4 | <i>Cucumis sativus</i> | Ce | Firmeza da espécie | CeO ₂ NP em reduziu significativamente a firmeza da fruta. | HONG et al., 2016 |
| 5 | <i>Cucurbita máxima,</i> <i>Helianthus annuus</i> e <i>Triticum aestivum</i> | Ce | Absorção de nanopartículas CeO ₂ | <i>Helianthus annuus</i> teve a maior capacidade de acumulação de Ce dentro das folhas, enquanto não houve diferença significativa entre <i>Cucurbita máxima</i> e <i>Triticum aestivum</i> . | SCHWABE et al., 2015 |
| 6 | <i>Hordeum vulgare</i> L. | Ce | Acúmulo de Ce em folhas / grãos e efeitos sobre o estresse da planta e o carregamento de nutrientes. | Modificou os níveis de estresse nas folhas sem sinais aparentes de toxicidade; plantas expostas ao tratamento com nCeO ₂ -H não formaram grãos. | RICO et al., 2015 |
| 7 | <i>Lactuca sativa</i> | Ce | Germinação, Crescimento, Biomassa | Modificações da qualidade nutricional (aumento de Nitrato), sistema de defesa antioxidante. | GUI et al., 2015 |
| 8 | <i>Raphanus sativus</i> | Ce | Biodisponibilidade de CeO ₂ NP para a espécie em dois tipos de solo | Ce em menor quantidade no solo arenoso; propriedades do solo regem a distribuição de NP CeO ₂ no solo. | ZHANG et al., 2015 |
| | <i>Solanum</i> | Ce | Efeitos do Ce NP | Maior alongamento do caule nos dois | BARRIOS et al., |

| | | | | | |
|----|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------------------|
| 9 | <i>lycopersicum</i> L. | | (revestidas com ácido cítrico e não revestidas) no crescimento, absorção, Clorofila e atividade das enzimas CAT e APOX | tratamentos; revestimento com ácido cítrico não teve efeito sobre a clorofila a, b e clorofila total; aumentou a atividade de CAT e APOX em 500 mg / kg, mas a 125 mg / kg, diminuiu a atividade. | 2015 |
| 10 | <i>Zea mays</i> | Ce | Troca de gás e bioacumulação de Ce | CeO ₂ NP não impõe a troca gasosa nas folhas em qualquer estágio de crescimento; nCeO ₂ foi localizado principalmente nos grãos. | ZHAO et al., 2015. |
| 11 | <i>Allium cepa</i> , <i>Avena sativa</i> , <i>Brassica oleracea</i> , <i>Cucumis sativus</i> , <i>Daucus carota</i> , <i>Glycine max</i> , <i>Lycopersicon esculentum</i> L., <i>Lolium perenne</i> , <i>Triticum aestivum</i> , <i>Zea mays</i> | Ce | Germinação e desenvolvimento de dez espécies agrônomicas expostas a diferentes concentrações de dióxido de nano-titânio (nTiO ₂) ou óxido de nano-cério (nCeO ₂) | Resultados sugerem que nTiO ₂ e nCeO ₂ não causam toxicidade aguda generalizada durante a germinação e crescimento durante o período testado. | ANDERSEN et al., 2016. |
| 12 | <i>Arabidopsis thaliana</i> | Ce | Fitotoxicidade e a absorção de CeO ₂ NP | CeO ₂ NPs estimulou o crescimento das plantas em baixas doses, mas foram tóxicos em altas doses; grande quantidade de partículas nas regiões intercelulares e no citoplasma das células foliares. | YANG et al., 2017 |

| | | | | | |
|----|-----------------------------|----|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------|
| 13 | <i>Arabidopsis thaliana</i> | Ce | Respostas transcriptômicas durante a exposição a nanopartículas de dióxido de titânio (nano-titânio) e dióxido de cério (nano-cério) | A exposição a nanopartículas alterou os transcriptomas de folhas e raízes, com um número maior de genes diferencialmente expressos, expostos a nano-titânio; Nano-titânio induziu genes associados à fotossíntese e nano-cério induziu a expressão de genes relacionados ao etileno; germinação e crescimento melhorados em ambas nanopartículas. | TUMBURU et al., 2016 |
| 14 | <i>Brassica napus</i> | Ce | Mudanças fisiológicas e bioquímicas associadas a salinidade | Plantas com CeO ₂ -NP apresentaram maior biomassa vegetal, apresentaram maior eficiência do aparelho fotossintético e menos estresse nas condições de irrigação de água potável e água salina. | ROSSI et al., 2016 |
| 15 | <i>Phaseolus vulgaris</i> | Ce | Acumulação do Ce em tecidos, crescimento e parâmetros fisiológicos, pigmentos fotosintéticos (clorofilas e carotenoides), taxa de fotossíntese líquida, transpiração e condutância estomática | Translocação do Ce em plantas cultivadas em solo enriquecido em matéria orgânica foi duas vezes maior que as de baixa matéria orgânica; Efeito sobre os processos fisiológicos foi insignificante; Aumento na taxa de transpiração e na condutância estomática; diminuição dos carotenoides e clorofila. | MAJUMDAR et al., 2016 |
| 16 | <i>Arabidopsis thaliana</i> | Ce | CeO ₂ NP e seus efeitos na fotossíntese durante estresse abiótico | CeO ₂ NP protegem a fotossíntese de estresse abiótico, elimina espécies de Oxigênio reativo e aumenta a eficiência da fotossíntese. | WU et al., 2017 |
| 17 | <i>Brassica napus</i> L. | Ce | Tolerância e acumulação de CeO ₂ NP | CeO ₂ NP diminuiu o crescimento das raízes, o que afetou o estado nutricional da parte aérea; o cálcio foi o nutriente inibido mais severamente em ambas as raízes e brotos; concentrações elevadas de Ca na solução nutritiva inibiram a | POŠČIĆ; SCHAT; MARCHIOL, 2017 |

| | | | | | |
|----|------------------------------|----|------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------------------|
| | | | | acumulação de Ce de uma forma não competitivo e o fósforo (P) precipitou Ce dentro das células da raiz. | |
| 18 | <i>Brassica napus</i> L. | Ce | Modificações na anatomia da raiz | CeO ₂ NP modificaram a formação das barreiras apoplásticas nas raízes; em estresse salino, as barreiras apoplásticas da raiz foram reduzidas. | ROSSI et al., 2017 |
| 19 | <i>Cucumis sativus</i> | Ce | Transporte de CeO ₂ NP no xilema e o floema | O Ce foi transportado como uma mistura de Ce (IV) e Ce (III) de raízes para brotos através de xilema, enquanto era transportado quase só na forma de CeO ₂ de brotos de volta a raízes através de floema. | MA et al., 2017 |
| 20 | <i>Glycine max</i> L. | Ce | Parâmetros fotossintéticos, absorção e acumulação de CeO ₂ NP coexistentes com elementos traços | CeO ₂ NP aumentou a eficiência do fotossistema II; não afetou a acumulação de cádmio em soja, mas aumentou o acúmulo de Ce nos tecidos vegetais, especialmente em raízes e folhas mais velhas; formação de barreiras apoplásticas de raízes na co-presença de Cd e CeO ₂ NP. | ROSSI et al., 2017 |
| 21 | <i>Ipomoea batatas</i> | Ce | Acumulação do CeO ₂ NP, na forma iônica e seus efeitos de rendimento e consumo de alimento | Cascas da batata doce absorveu consideravelmente mais Ce do que os outros elementos testados (independente da forma química); NP não representam um risco maior para a produtividade e segurança alimentar do que os metais iônicos. | BRADFIELD et al., 2017 |
| 22 | <i>Phaseolus vulgaris</i> L. | Ce | Captação de Ce, ensaios morfológicos e bioquímicos | Conteúdo de Ce aumentou de 0,68 até 1894 mg kg ⁻¹ após aplicação por pulverização; no solo, as concentrações foram mais baixas (0,59 a 2,19 mg kg ⁻¹); a pulverização diminuiu a | SALEHI et al., 2017 |

| | | | | | |
|----|----------------------------|----|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------|
| | | | | densidade estomática e aumentou o comprimento estomático (de 12,8 para 19,4 μm) e alterou a fotossíntese. | |
| 23 | <i>Pinus sylvestris</i> L. | Ce | Germinação de sementes e acúmulo de pigmentos e compostos fenólicos | Redução no teor de clorofila b, fenóis e fenilalanina; aumento na concentração de carotenóides e flavonoides. | PINCHUK et al., 2017 |
| 24 | <i>Raphanus sativus</i> | Ce | Transformação de CeO_2 NP | Houve formação de partículas de CePO_4 ; transformação CeO_2 NP ocorreu na superfície da raiz. | ZHANG et al., 2017 |
| 25 | <i>Triticum aestivum</i> | Ce | Influência da carga superficial na absorção de NP | CeO_2 (+) NP aderiu às raízes das plantas mais fortemente; plantas expostas a CeO_2 (-) e CeO_2 (0) NP apresentaram maiores concentrações de Ce nas folhas do que as plantas expostas a CeO_2 (+) NP; Ce foi encontrado principalmente nas nervuras foliares da planta exposta a CeO_2 (-) NP. | SPIELMAN-SUN et al., 2017 |
| 26 | <i>Allium cepa</i> | Ce | Efeitos citotóxicos e genotóxicos das micropartículas (CMP) e nanopartículas (CNP) de CeO_2 nas células meristemáticas de raiz | Todas as doses aplicadas diminuíram estatisticamente o Índice Mitótico (IM); Valores de IM em CMP foram superiores aos CNP; em CMP e CNP induziu alterações cromossômicas como cromossomos atrasados, anáfase-telófase alteradas, cromossomos aderentes, pontes e também danos no DNA; demonstraram que os CMP e CNP tiveram efeitos citotóxicos e genotóxicos nas células meristemáticas da raiz. | LIMAN et al., 2019 |
| | <i>Glycine max</i> L. | Ce | Impacto fisiológico de dois tipos de CeO_2 NP em soja com diferentes | Ambos os tipos de CeO_2 NP apresentaram impactos positivos na fotossíntese da planta na umidade acima de 70% da capacidade de | CAO et al., 2018 |

| | | | | | |
|----|-----------------------------|----|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------|
| 27 | | | níveis de umidade | campo, sugerindo que o impacto fisiológico de CeO ₂ NP era dependente do teor de umidade do solo; a taxa máxima de carboxilação foi afetada por CeO ₂ NP, indicando que afetou a atividade de Rubisco. | |
| 28 | <i>Glycine max</i> L. | Ce | Efeitos da bio-comunidade da rizosfera nas interações de CeO ₂ NP com soja em solo esterilizado e não esterilizado | A taxa de fotossíntese líquida de plântulas expostas a 100 mg / kg de CeO ₂ NP por 25 dias foi 122% maior em solo esterilizado do que em solo não esterilizado; 100 mg / kg de CeO ₂ NP aumentou significativamente o número de nódulos nas raízes de soja em solo esterilizado, enquanto apenas um ou dois nódulos foram observados em solo não esterilizado; altas concentrações de CeO ₂ NP no solo influenciaram o número de nematoides. | STOWERS et al., 2018 |
| 29 | <i>Hordeum vulgare</i> L. | Ce | Redução e especialização de CeO ₂ -NP em cevada cultivada no solo | Houve adsorção de CeO ₂ -NP na superfície radicular; redução de CeO ₂ -NPs para Ce (III) na interface raiz-solo que potencialmente facilita a absorção de Ce na raiz. | RICO et al., 2018 |
| 30 | <i>Solanum lycopersicum</i> | Ce | Teor de clorofila e efeito em doença causada por fungo | Aumento no teor de clorofila; a gravidade da doença foi significativamente reduzida em 250 mg / L de CeO ₂ NP e CeAc aplicados ao solo (53% e 35%, respectivamente) ou folhagem (57% e 41%, respectivamente), em comparação com controles infestados não tratados. | ADISA et al., 2018 |

2.7 Bioensaios Vegetais na Avaliação de Risco Toxicológico

A proliferação de agentes químicos introduzidos no ambiente pode gerar poluição, uma questão preocupante que afeta todos os organismos vivos, incluindo o ser humano (DOS REIS et al., 2017). As mudanças no meio ambiente podem originar possíveis alterações genéticas nos organismos, sendo um dos principais motivos que levou ao desenvolvimento de metodologias de avaliação de genotoxicidade de substâncias químicas (BRUSICK, 1987). Com isso, tem se tornado cada vez mais importantes estudos de técnicas para avaliação dos efeitos ecotoxicológicos (BADERNA et al., 2011), a fim de auxiliar no entendimento e dar suporte para medidas mitigadoras e preventivas.

Dentre os diversos testes disponíveis, os mais indicados para estudos de monitoramento ambiental devem ser aqueles com mais facilidade de execução e que tenha capacidade de gerar resultados rápidos e reproduzíveis (FISKEJÖ, 1985). A abordagem de envolver em um estudo testes biológicos e de determinação da composição química para mostrar permite demonstrar a real dimensão dos riscos que o elemento potencialmente tóxico pode causar aos seres vivos e ao ambiente (ANDRADE-VIEIRA, 2012; PALMIERI, 2012).

A ecotoxicologia de solos possui diversos desafios na avaliação de impactos, principalmente no que se refere à padronização de bioensaios capazes de refletir sobre as propriedades físicas e químicas dos solos. No Brasil, a legislação ainda não pode exigir a execução destes tipos de ensaios de forma rotineira, devido ao fato de existir uma carência muito grande de grupos capazes de executar bioensaios com organismos de flora nos solos (GONÇALVES et al., 2014).

Diante da problemática da contaminação ambiental com resíduos industriais e agrícolas lançados no meio ambiente, sem tratamento ou com tratamento inadequado, surgem os estudos de toxicologia ambiental, uma área multidisciplinar que estuda os efeitos biológicos de eventuais contaminantes presentes em resíduos em organismos modelos, dentre os quais os vegetais se destacam por apresentarem diversas vantagens (SILVEIRA et al., 2017), tais como avaliar a genotoxicidade de substâncias químicas (SANDHU, 1994; RANK; NIELSEN, 1997).

Os bioensaios demonstram grande eficiência no monitoramento de poluentes ambientais, sendo importantes para avaliar o nível de prejuízo ambiental decorrido da

contaminação de elementos, podendo ainda complementar as análises químicas (PANDARD et al., 2006; RODRIGUES et al., 2013).

Um dos principais problemas ao avaliar os efeitos de poluentes considerados genotóxicos é a escolha do organismo teste adequado. As diferenças de sensibilidade entre as espécies, que são dadas pelas condições fisiológicas específicas de cada uma, podem produzir resultados enganosos. Mas, dentre as plantas, os vegetais superiores são reconhecidos como excelentes indicadores de efeitos mutagênicos por responderem eficientemente às substâncias químicas ambientais (CAMPANA et al., 2003) e, segundo Grant (1994), os testes que usam vegetais superiores produzem poucos resultados falsos.

Instituições internacionais como a United Nations Environmental Program (UNEP), World Health Organization (WHO) e US Environmental Protection Agency (US EPA) aprovam os bioensaios com plantas para a prospecção de efeitos tóxicos de agentes químicos lançados no meio ambiente (GRANT, 1999).

Os testes com vegetais se destacam dentre os bioensaios de prospecção da toxicidade de poluentes ambientais, pelo fato de serem simples, baratos e rápidos (GRANT, 1999). Além disso, são excelentes modelos genéticos, pois são altamente sensíveis aos agentes mutagênicos e permitem a avaliação simultânea de múltiplos mecanismos de ação de tais agentes (LEME; MARIN-MORALES, 2009).

Os testes utilizando plantas podem indicar efeitos genotóxicos de elementos, proporcionando vantagens na detecção de possíveis danos genéticos resultantes da exposição a produtos químicos em seu ambiente e no monitoramento *in situ* (GRANT, 1999; MONTEIRO et al., 2007). Além disso, os testes *ex situ*, realizados em laboratório, podem ser realizados em placas de Petri, e se sobressaem aos testes *in situ*, visto que apresentam uma maior facilidade no monitoramento da germinação e crescimento dos vegetais avaliados (PALMIERI et al., 2014). Além disso, os testes podem ser realizados também em casas de vegetação.

Diferentes sistemas testes vegetais como *A. cepa*, *Arabidopsis thaliana*, *L. sativa*, *Tradescantia sp* e *Vicia faba* podem ser utilizados para as análises mutagênicas de elementos químicos que possivelmente venham a causar danos ambientais.

Por meio dessas espécies, podem ser realizados testes macroscópicos, que avaliam a germinação e desenvolvimento inicial da plântula (crescimento radicular e da parte aérea), além de análises microscópicas, como a observação de células no ciclo celular (BERNARDES et al., 2015), ensaios de aberrações cromossômicas durante o ciclo celular mitótico (ANDRADE-VIEIRA, 2012) e de micronúcleos (MATSUMOTO et al., 2006;

FERNANDES et al., 2007; LEME; MARIN-MORALES, 2009; TIGRE et al., 2012; KHANNA; SHARMA, 2013; SILVEIRA et al., 2017; DOS SANTOS et al., 2018).

Entre as plantas utilizadas nos estudos de bio-monitoramento, algumas espécies apresentam melhores respostas, como *Allium cepa* L. (cebola) (GRANT, 1999) e *Lactuca sativa* L. (alface) (TIGRE et al., 2012).

Em relação aos testes macroscópicos, a raiz é o órgão vegetal comumente utilizado, pois é a primeira parte da planta a ser exposta a poluentes ambientais (ANDRADE-VIEIRA et al., 2012). Assim, a observação do seu crescimento é um método rápido e eficiente para o monitoramento ambiental (FISKEJÖ, 1985).

Bioensaios de germinação e crescimento da plântula de *L. sativa* são definidos como estáticos e podem ser utilizados para avaliar a toxicidade aguda de resíduos ambientais (VALERIO et al., 2007), pois essa espécie tem sido utilizada como modelo em ensaios que avaliam a germinação e o desenvolvimento inicial da plântula (ANDRADE et al., 2010).

Além dos testes macroscópicos, os testes microscópicos como análises citogenéticas também são utilizadas para identificar efeitos de substâncias testadas em diferentes concentração e tempos de exposição, que causam danos aos organismos (DE-SERRES, 1992).

O gênero *Allium*, principalmente a espécie *A. cepa*, mostrou ser eficiente em ensaios de aberrações cromossômicas e testes citogenéticos (CONSTANTIN; OWENS, 1982; GRANT, 1999).

Essa espécie apresenta boa proliferação, crescimento rápido das raízes e parte aérea, alto número de células em divisão, grande tolerância a diferentes condições de cultivo, disponibilidade durante o ano todo, fácil manuseio, baixo custo, cromossomos de número reduzido ($2n = 16$) (QUINZANI-JORDÃO, 1987; MATSUMOTO et al., 2006) e tamanhos grandes (cerca de 10 μm de comprimento) (VED BRAT, 1965).

O teste utilizando *A. cepa* foi descrito e desenvolvido por Levan em 1938 (FISKEJÖ, 1985) com a demonstração de distúrbios no fuso mitótico de células de ponta de raiz de cebola, devido à ação da colchicina. Esse teste consiste em avaliar as alterações nas fases mitóticas em células do meristema radicular expostos aos agentes tóxicos (LEME; MARIN-MORALES, 2009; MALUSZYNSKA; JUCHIMIUK, 2005).

Embora *A. cepa* seja a espécie mais utilizada como modelo para avaliações citogenotóxicas, *L. sativa* se destaca em biotestes para a caracterização ecotoxicológica de contaminantes ambientais (PANDARD et al., 2006), pois apresenta germinação rápida (até 24 h), e tem sido muito utilizada na análise de parâmetros citogenéticos (ANDRADE et al., 2010; ANDRADE-VIEIRA et al., 2014).

As células de meristemas radiculares de plantas são apropriadas para detecção de alterações cromossômicas causadas por poluentes ambientais (MA et al., 1995). Visto que essas células meristemáticas entram em contato indireto com o agente tóxico são muito fáceis de manipular, facilita o seu uso para ensaios de toxicidade (FISKESJÖ, 1985). Muitos *endpoints* podem ser monitorados por meio das análises destas células, tais como indução de aberrações cromatídicas e cromossômicas, troca entre cromátides irmãs e formação de micronúcleos (MIGID et al., 2007).

Os testes de micronúcleos são considerados promissores para a avaliação de impactos ambientais de mutagenicidade, uma vez que é eficaz, simples e rápido (CARDOZO et al., 2006).

Os testes de alterações cromossômicas (AC) têm se destacado entre os testes recomendados por lei para a avaliação de agentes genotóxicos. Esses testes apresentam vantagens, pois permitem identificar os diferentes tipos de AC, detectar alterações no índice mitótico e fazer inferências sobre o modo de ação dos elementos químicos testados (MATEUCA et al., 2006).

Existem várias AC que podem ser induzidas pelo poluente testado, dentre elas estão: condensação nos núcleos interfásicos ou em cromossomos (MOHANDAS; GRANT, 1972), condensação de material genético nas fases do ciclo celular, aderência cromossômica, micronúcleo (MATSUMOTO et al., 2006; FERNANDES et al., 2007; LEME; MARIN-MORALES, 2008), formação de células bi e polinucleadas, anáfase multipolar, cromossomos atrasados, pontes e C-metáfases (GRANT, 1978; MATSUMOTO et al., 2006; FERNANDES et al., 2007; LEME; MARIN-MORALES, 2009; FREITAS et al., 2016).

As aberrações observadas nas células podem ser letais, mas existem AC que são viáveis e podem causar danos genéticos em células somáticas ou germinativas (SWIERENGA et al., 1991).

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

Avaliar o efeito eco(geno)toxicológico de cério (Ce) em *Lactuca sativa* L., *Allium cepa* L., *Pennisetum glaucum* L. e *Phaseolus vulgaris* L.

3.2 Objetivos Específicos

- Comparar a eficiência e sensibilidade dos vegetais *Lactuca sativa* L., *Allium cepa* L., *Pennisetum glaucum* L. e *Phaseolus vulgaris* L. na prospecção de efeitos biológicos do Ce.
- Comparar a toxicidade de Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial contaminados com Ce através dos ensaios com *L. sativa* L., *A. cepa* L., *P. glaucum* L. e *P. vulgaris*.
- Avaliar as respostas no nível macroscópico, através de bioensaios de germinação e crescimento radicular das quatro espécies em estudo.
- Avaliar as respostas em nível microscópico, através de bioensaios de ciclo celular do modelo vegetal *A. cepa* frente aos três tipos de solos contaminados (Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial) com diferentes doses de Ce.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Local

O experimento foi realizado no Laboratório de Citogenética Vegetal, localizado no Departamento de Biologia (DBI) da Universidade Federal de Lavras (UFLA).

4.2 Solos contaminados

Os solos contaminados utilizados no presente estudos são os mesmos descritos por Moreira et al. (2019).

Foram utilizadas três classes de solo: Latossolo Vermelho Amarelo distrófico típico, textura média a moderado (tabelas 3 e 4); Cambissolo Háplico Tb distrófico típico a moderado (tabelas 3 e 4), ambos encontrados em grande parte do território brasileiro; e solo artificial tropical (areia fina, argila caulínica e fibra de coco na proporção 7:2:1 de peso seco), conforme as diretrizes da OECD 208 (OECD, 2006), as quais recomendam o uso de um substrato artificial, que utilizamos para comparação com os solos brasileiros.

O Latossolo foi coletado em Itumirim (21 ° 17'08 " S, 44 ° 47'43 " W) e o Cambissolo em Lavras (21 ° 13'46 " S, 44 ° 59'17 " W), municípios localizados no Estado de Minas Gerais, Brasil. Ambos os solos foram coletados sob floresta semi-decídua tropical minimamente

perturbada. Esses dois tipos de solos foram selecionados baseados em sua representatividade no território brasileiro, e são comumente encontrados em vegetação nativa.

Os solos foram contaminados com doses crescentes de Ce (Cloreto de cérioheptaidratado- $\text{CeCl}_3 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$): 50,00; 85,00; 144,5; 245,7; 417,6; 709,9; 1206,9; 2051,7 mg kg^{-1} , sendo essas doses múltiplos de 1,7 (US EPA 1996) e abrangendo desde concentrações naturais em solos tropicais brasileiros (82 mg Ce kg^{-1}) (RAMOS et al., 2016) até concentrações encontradas em áreas contaminadas.

Tabela 4 – Atributos químicos dos solos utilizados nos experimentos.

| Solos | pH | K P | | Ca | Mg | Al | CTC | TOC |
|-----------------|------|--------------------------|------|-------------------------------------------|------|------|------|------|
| | | --mg dm^{-3} -- | | ----- $\text{cmol}_c\text{dm}^{-3}$ ----- | | | | |
| Latossolo | 5,20 | 39,42 | 0,88 | 0,14 | 0,10 | 0,20 | 1,73 | 0,80 |
| Cambissolo | 6,10 | 39,42 | 1,14 | 2,26 | 0,13 | 0,03 | 4,08 | 1,09 |
| Solo Artificial | 5,60 | 192,71 | 4,89 | 1,44 | 0,44 | 0,16 | 3,63 | 4,00 |

pH em água relação 1:25; P, K: Extrator Mehlich¹; S: Extrator fosfato monocálcico em ácido acético; Ca^{2+} , Mg^{2+} e Al^{3+} : Extrator KCl 1 mol^{-1} ; H + Al: Extrator acetato de cálcio 0,5 mol L^{-1} , pH = 7,0; MO: Oxidação $\text{Na}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ 4N + H_2SO_4 10N; SB: Soma de Bases; CTC.: Capacidade de troca catiônica; TOC: Teor total de carbono orgânico. Fonte: Moreira et al., 2019, com modificações.

Tabela 5 – Atributos físicos (textura) dos solos utilizados nos experimentos.

| Solos | Textura | | |
|-----------------|---------------|-------|-------|
| | Argila | Silte | Areia |
| | ----- % ----- | | |
| Latossolo | 28 | 4 | 68 |
| Cambissolo | 32 | 48 | 20 |
| Solo Artificial | - | - | - |

Fonte: Moreira et al., 2019, com modificações.

4.3 Material vegetal

Foram utilizados como material vegetal, sementes de *Lactuca sativa* L. var. great lakes – americana (alface), *Allium cepa* L. var. baia periforme (cebola), *Pennisetum glaucum* L.(milheto), todas da Isla® Sementes e *Phaseolus vulgaris* L. cv. BRSMG Uai (Desenvolvido

pela Embrapa Arroz e Feijão, Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (Epamig), Federal Universidade de Lavras (UFLA) e Universidade Federal de Viçosa (UFV)). As sementes de *L. sativa* L., *A. cepa* L. e *P. glaucum* L. foram adquiridas em casas agrocomerciais locais, todas as espécies de um mesmo lote e, as sementes de *Phaseolus vulgaris* L. cedidas pelo Programa de Pós-Graduação em Genética e Melhoramento de Plantas da UFLA.

4.4 Tratamentos

Foi utilizado delineamento experimental inteiramente ao acaso com cinco repetições, sendo cada repetição representada por uma Placa de Petri. Para cada espécie vegetal, foram colocadas 10 sementes dispostas aleatoriamente em cada placa de Petri de polietileno de 9 cm de diâmetro contendo um tipo de solo (latossolo, cambissolo e solo artificial) contaminado com Cério nas diferentes doses (item 4.2). Para cada placa de Petri foram utilizados 50g de solo nas condições descritas.

Como controle interno (CI) para validação da germinação, que deve ser acima de 65%, (US EPA, 1996) utilizou-se placa de Petri contendo papel filtro embebido em 3 mL de água ultrapura. Como controle negativo (CN), a título de comparação do efeito do Ce entre as diferentes doses e os diferentes tipos de solo, foi utilizado placas contendo apenas os solos em questão, sem adição de Ce, sendo a umidade mantida a 70 % da capacidade de campo do solo (ISO 11269-1, 1993).

As placas de Petri foram acondicionadas em estufa tipo B.O.D. (Biochemistry Oxygen Demand) a 24°C, sem fotoperíodo (NARWAL; SAMPIETRO; CATALÁN, 2009; PINHEIRO, 2014), por 96 horas.

4.5 Testes Macroscópicos

A germinação das sementes das quatro espécies vegetais foram avaliadas anotando-se o número de sementes germinadas (com a protrusão da raiz) a cada 24 h até completar um total de 96 h. Após, o comprimento das raízes e da parte aérea emitidas foi aferido com o auxílio de um paquímetro digital.

Foi realizada a lavagem das plântulas em água destilada, e após determinou-se a matéria fresca (MF) das espécies, através da pesagem das mesmas em balança de precisão.

Para calcular o índice de velocidade de germinação (IVG) foram realizadas contagens diárias das plantas germinadas, sendo utilizada a fórmula proposta por Maguire (1962):

$$IVG = G_1/N_1 + G_2/N_2 + \dots + G_N/N_N$$

Em que:

G_1 , G_2 e G_N representam o número de sementes germinadas no enésimo dia.

N_1 , N_2 e N_N representam o número de dias em que foram avaliadas as germinações G_1 , G_2 e G_N .

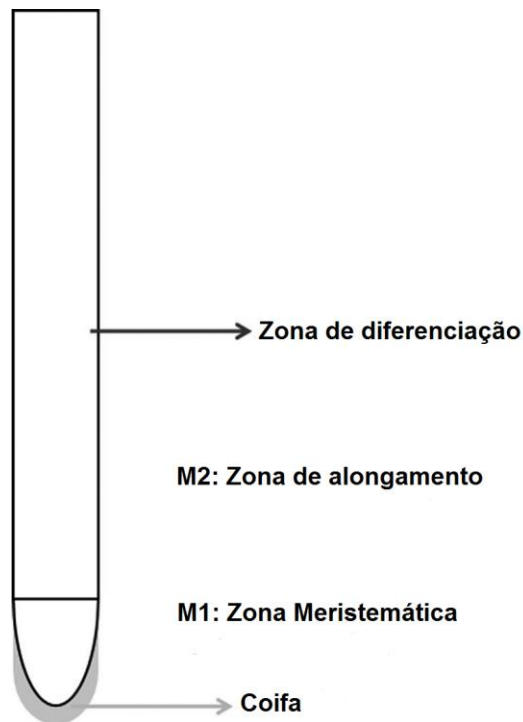
4.6 Teste Microscópico

O teste microscópico foi realizado em *Allium cepa* L. Após as 96h de tratamento, as raízes foram coletadas e fixadas em solução Carnoy (etanol: ácido acético, 3:1) e armazenadas a -4°C , por pelo menos 24 h. As lâminas foram preparadas pela técnica de esmagamento (BELLING, 1921). As raízes passaram por hidrólise com $\text{HCl } 1\text{mol L}^{-1}$ a 60°C em banho maria, posteriormente foram expostas ao Reativo de Schiff, no escuro, por 1 h e 30 min. Para montagem das lâminas foi usado carmim acético 2%.

As lâminas foram analisadas em microscópio de luz, na objetiva de 40X sendo que cerca de 1000 células por lâmina foram contabilizadas. Para cada tratamento foram preparadas 5 lâminas, cada uma proveniente de uma Placa de Petri (repetição).

Foi realizado o registro do número de células em cada fase do ciclo celular (intérfase, prófase, metáfase, anáfase e telófase), obtendo-se o Índice Mitótico-IM (razão entre número total de células em divisão pelo número total de células observadas). Na zona meristemática (M1) (Figura 2) realizou-se a avaliação das alterações cromossômicas das células meristemáticas no ciclo celular e presença de micronúcleos (MN), determinado pela frequência de células com micronúcleos em qualquer fase mitótica ou intérfase. Avaliou-se também a presença de MN em células F1 em intérfase (zona de alongamento M2) (Figura 2).

Figura 2 - Esquema representativo das regiões estudadas da raíz.



Fonte: Palmieiri 2016, com alterações.

4.7 Análises estatísticas

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância ($\alpha = 0,05$) e as médias comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de significância. As análises estatísticas foram realizadas no programa R (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2014).

5 RESULTADOS

5.1 Análises Macroscópicas

5.1.1 Efeitos sobre a germinação

Os valores de germinação e IVG variaram conforme a espécie e o solo testado (Figuras 3 e 4). Em todas as espécies estudadas, a germinação e IVG do controle interno (CI) não diferiram estatisticamente do CN (controle negativo).

Das quatro espécies estudadas (milheto, feijão, alface e cebola), em Latossolo acrescido com as diferentes doses de Ce, a germinação de milheto e feijão não diferiram estatisticamente do solo limpo, sem contaminação com Ce (controle negativo – CN) (Figura 3). Além do mais, a porcentagem de germinação das sementes de milheto e feijão foi alta quando comparadas com o CN ($0 \text{ mg Kg}^{-1} \text{ Ce}$), mesmo nas maiores doses testadas (Figura 3).

A alta germinação apresentada pelas sementes de milheto e feijão em Latossolo, refletiu no IVG (Figura 4), a qual, o milheto não houve diferença estatística em relação ao CN e no feijão a única dose que diferiu significativamente do CN foi a de 85 mg Kg^{-1} (D2), a qual, comparativamente, apresentou o maior valor de IVG.

A germinação de alface e cebola cultivadas em Latossolo tiveram respostas significativas quando submetidas a diferentes doses de Ce (Figura 3). Em alface, as menores doses de Ce (D1 a D3) não diferiram significativamente do CN, enquanto entre as doses mais altas foi possível observar reduções variando de 40% a 90% na germinação em relação ao CN (Figura 3).

Em relação ao IVG, em alface, somente a dose $50,00 \text{ mg kg}^{-1}$ (D1) não diferiu estatisticamente do CN. As quatro maiores doses de Ce $417,6$; $709,9$; $1206,9$; $2051,7 \text{ mg kg}^{-1}$ (D5, D6, D7 e D8) apresentaram os menores valores de IVG (Figura 4), diferindo estatisticamente do CN, o que permite deduzir que houve aumento da inibição na germinação dessas sementes e as que germinaram tiveram o processo desacelerado.

Em cebola, a maior dose testada, $2051,7 \text{ mg kg}^{-1}$ (D8) apresentou uma baixa porcentagem de germinação (17,60%) (Figura 3), diferindo estatisticamente do CN. Assim como na germinação das sementes de cebola, a maior dose de Ce testada induziu diferença estatística no IVG em relação ao CN (Figura 4). A dose $144,5 \text{ mg kg}^{-1}$ (D3) também apresentou diferença estatística do CN na germinação e IVG.

No Cambissolo, alface foi a única espécie estudada que apresentou diferença estatística significativa em relação à germinação (Figura 3), onde as duas maiores doses de Ce, $1206,9$ e $2051,7 \text{ mg Kg}^{-1}$ (D7 e D8) reduziram a porcentagem de germinação das sementes em relação ao CN. Sendo que a maior concentração de Ce aplicada neste solo foi a que apresentou a menor germinação (12%) entre todas as doses testadas. Em relação ao IVG, todas as doses testadas diferiram do CN (Figura 4), sendo que até a dose $417,6 \text{ mg kg}^{-1}$ (D5) houve um aumento no IVG e as demais doses diminuíram o IVG.

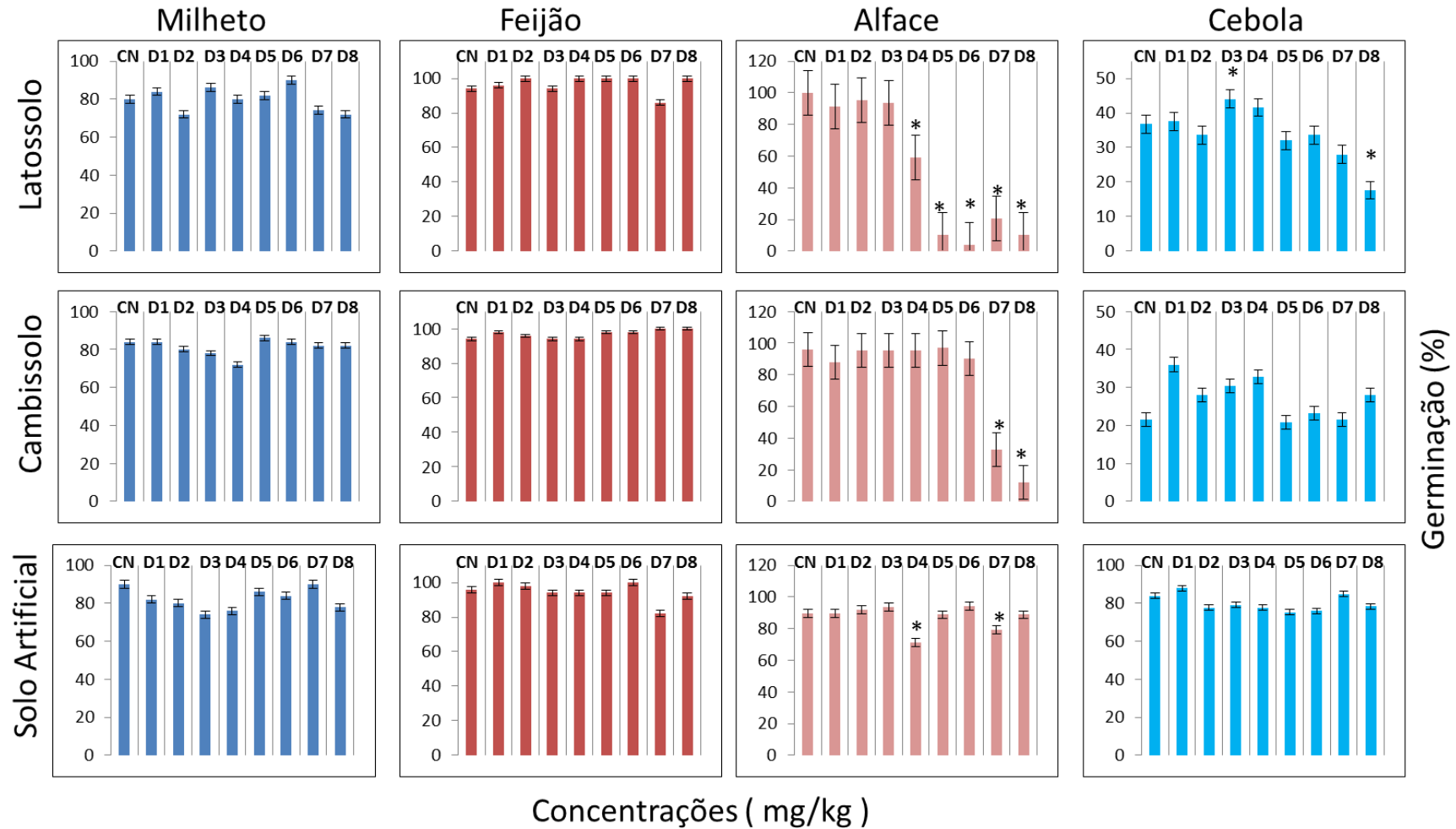
A germinação das sementes de milheto, feijão e cebola no Cambissolo não sofreram interferência das doses de Ce aplicadas (Figura 3), apresentando valores de germinação e IVG estatisticamente semelhantes ao CN (Figura 3 e 4).

No Solo Artificial, em relação às plantas testadas, as doses de Ce aplicadas não interferiram na germinação de milho e cebola (Figura 3), sendo que o milho apresentou valores de germinação e IVG semelhantes ao CN (Figuras 3 e 4), enquanto que no IVG de cebola, foram observadas diferenças estatísticas do CN nas doses 50,0 (D1), 417,6 (D5) e 709,9 mg kg⁻¹ (D6) (Figura 4).

Apesar da germinação de feijão não ter apresentado diferença estatística em relação ao CN, houve uma alta e uniforme germinação. Os valores de IVG também não diferiram do CN, o que pode significar que todas as doses germinaram simultaneamente (Figura 4).

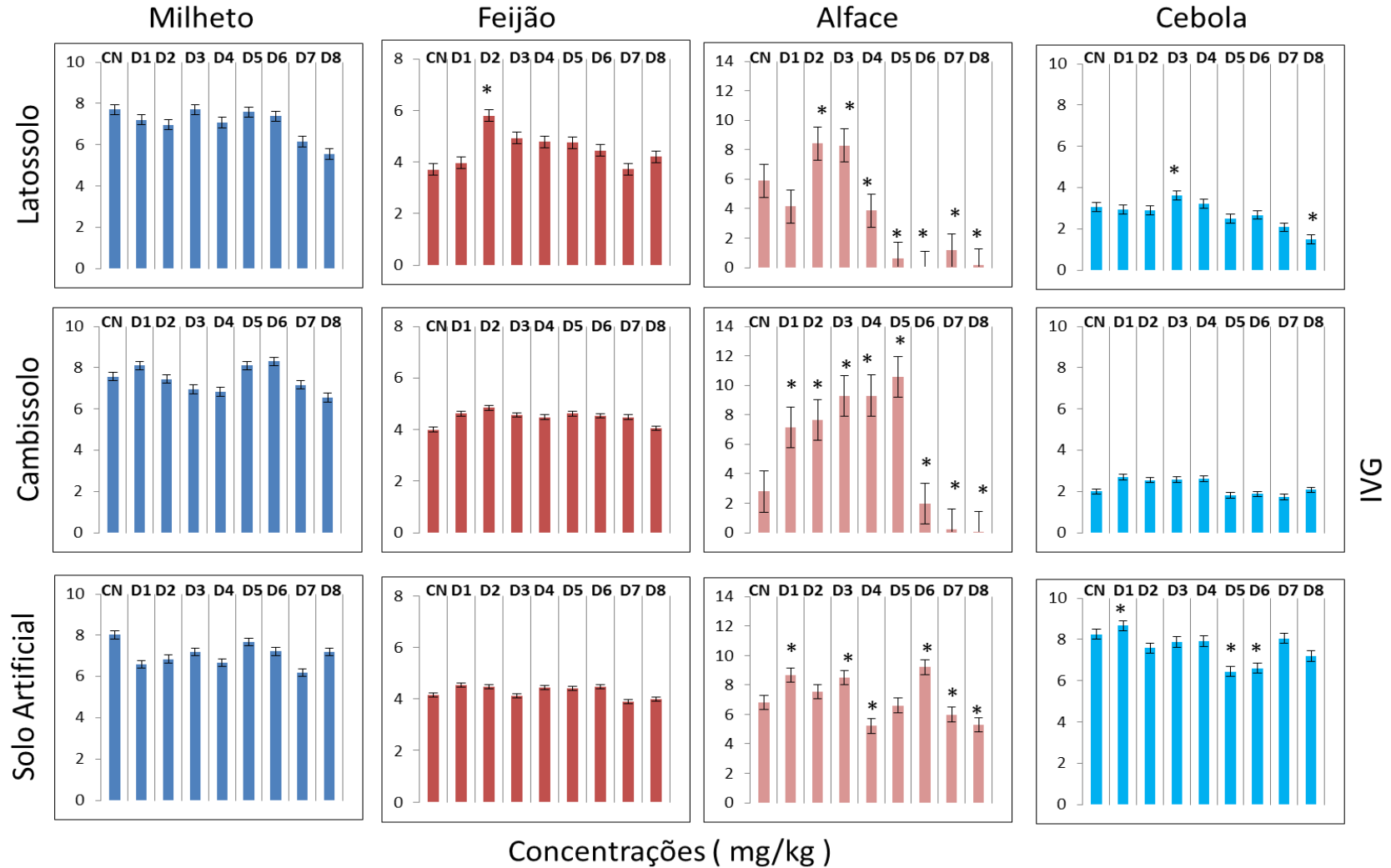
No Solo Artificial, a menor germinação da alface ocorreu na dose 245,7 mg kg⁻¹ (D4) (Figura 3), diferindo estatisticamente do CN. A dose 1206,9 mg kg⁻¹ (D7) também diferiu do CN. Em relação ao IVG, as doses 50,00 (D1), 144,5 (D3), 245,7 (D4), 709,9 (D6), 1206,9 (D7) e 2051,7 mg kg⁻¹ (D8) apresentaram diferença estatística do CN (Figura 4).

Figura 3- Germinação das espécies em Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial



Legenda: Germinação de milho, feijão, alface e cebola em Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial; CN: controle negativo (0 mg kg^{-1}); D: doses de Ce (mg kg^{-1}); D1: 50,00; D2: 85,00; D3: 144,5; D4: 245,7; D5: 417,6; D6: 709,9; D7: 1206,9; D8: 2051,7. Médias seguidas de asterisco (*) diferem significativamente em relação ao CN (Tukey $p < 0,05$). Fonte: Do autor (2019).

Figura 4- IVG das espécies em Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial



Legenda: IVG de milho, feijão, alface e cebola em Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial; CN: controle negativo (0 mg kg^{-1}); D: doses de Ce (mg kg^{-1}); D1: 50,00; D2: 85,00; D3: 144,5; D4: 245,7; D5: 417,6; D6: 709,9; D7: 1206,9; D8: 2051,7. Médias seguidas de asterisco (*) diferem significativamente em relação ao CN (Tukey $p < 0,05$). Fonte: Do autor (2019).

5.1.2 Efeitos sobre o desenvolvimento inicial

Nas análises realizadas com Latossolo, em relação ao crescimento das raízes e parte aérea do milho é possível notar que houve um menor crescimento da raiz e parte aérea nas doses mais elevadas de Ce 1206,9 (D7) e 2051,7 mg kg⁻¹ (D8), diferindo estatisticamente do CN (Figura 5 e 6). A dose 417,6 mg kg⁻¹ de Ce (D5) também diferiu do CN, pois induziu um desenvolvimento mais pronunciado das plântulas de milho.

Resultado semelhante foi observado nas análises com feijão (Figura 5 e 6), onde as raízes que se desenvolveram nessas mesmas doses 1206,9 (D7) e 2051,7 mg kg⁻¹ de Ce (D8) em Latossolo apresentaram o menor crescimento em relação ao CN, enquanto que apenas a dose 1206,9 mg kg⁻¹ (D7) reduziu o crescimento da parte aérea, sendo estatisticamente diferente do CN (Figura 6). Também foi observado diferenças em relação ao CN para a dose 245,7 mg kg⁻¹ de Ce (D4), a qual promoveu um maior crescimento das plântulas de feijão.

Ao comparar os dados obtidos na germinação das sementes de milho e feijão (Figura 3) com os dados de crescimento (Figuras 5 e 6), é possível perceber que mesmo que as doses mais elevadas de Ce não tenham interferido no percentual de germinação, elas reduziram o desenvolvimento das plântulas.

Em alface, os menores crescimentos das plântulas ocorreram nas doses 709,9 (D6); 1206,9 (D7) e 2051,7 mg kg⁻¹ (D8) (Figura 5), diferindo estatisticamente do CN e das demais doses testadas. As doses 85 (D2), 245,7 (D4) e 417,6 mg kg⁻¹ (D5) também apresentaram reduções significativas no crescimento das raízes (Figura 5), enquanto que a partir da dose 417,6 mg kg⁻¹ (D5) interferiram negativamente no desenvolvimento da parte aérea (Figura 6). Esses dados mostram que o retardo na germinação das sementes provocado por essas mesmas doses (Figura 3) concordou diretamente com o desenvolvimento das plântulas de alface.

Assim como em milho, feijão e alface, em cebola as duas maiores doses de Ce 1206,9 e 2051,7 mg kg⁻¹ (D7 e D8) testadas em Latossolo foram as que mais reduziram o crescimento das raízes e parte aérea em relação ao CN (Figuras 5 e 6). Não houve desenvolvimento da parte aérea na dose 2051,7 mg kg⁻¹ (D8), o que pode ser observado na Figura 6.

Na análise de crescimento de raízes em Cambissolo, o milho apresentou o menor valor médio de crescimento das raízes na dose 2051,7 mg kg⁻¹ (D8) (Figura 5), diferindo estatisticamente do CN. Nessa mesma dose, apesar da parte aérea não ter crescido mais que 12 mm, os valores médios obtidos para esse parâmetro não diferiram do CN (Figura 6).

Para o feijão, foi observado que as doses de Ce aplicadas no Cambissolo interferiram negativamente no desenvolvimento das raízes apenas na maior concentração (D8) (Figura 5), mostrando uma redução em relação ao CN. Enquanto isso, as doses 50 (D1) e 85 mg Kg⁻¹ (D2) induziram um maior crescimento das raízes (Figura 5) e as doses 144,5 (D3); 709,9 (D6) e 1206,9 mg Kg⁻¹ (D7) da parte aérea (Figura 6).

Nesse solo, apesar da ocorrência de redução no crescimento, feijão e milho apresentaram maior desenvolvimento das plântulas em relação aos outros solos.

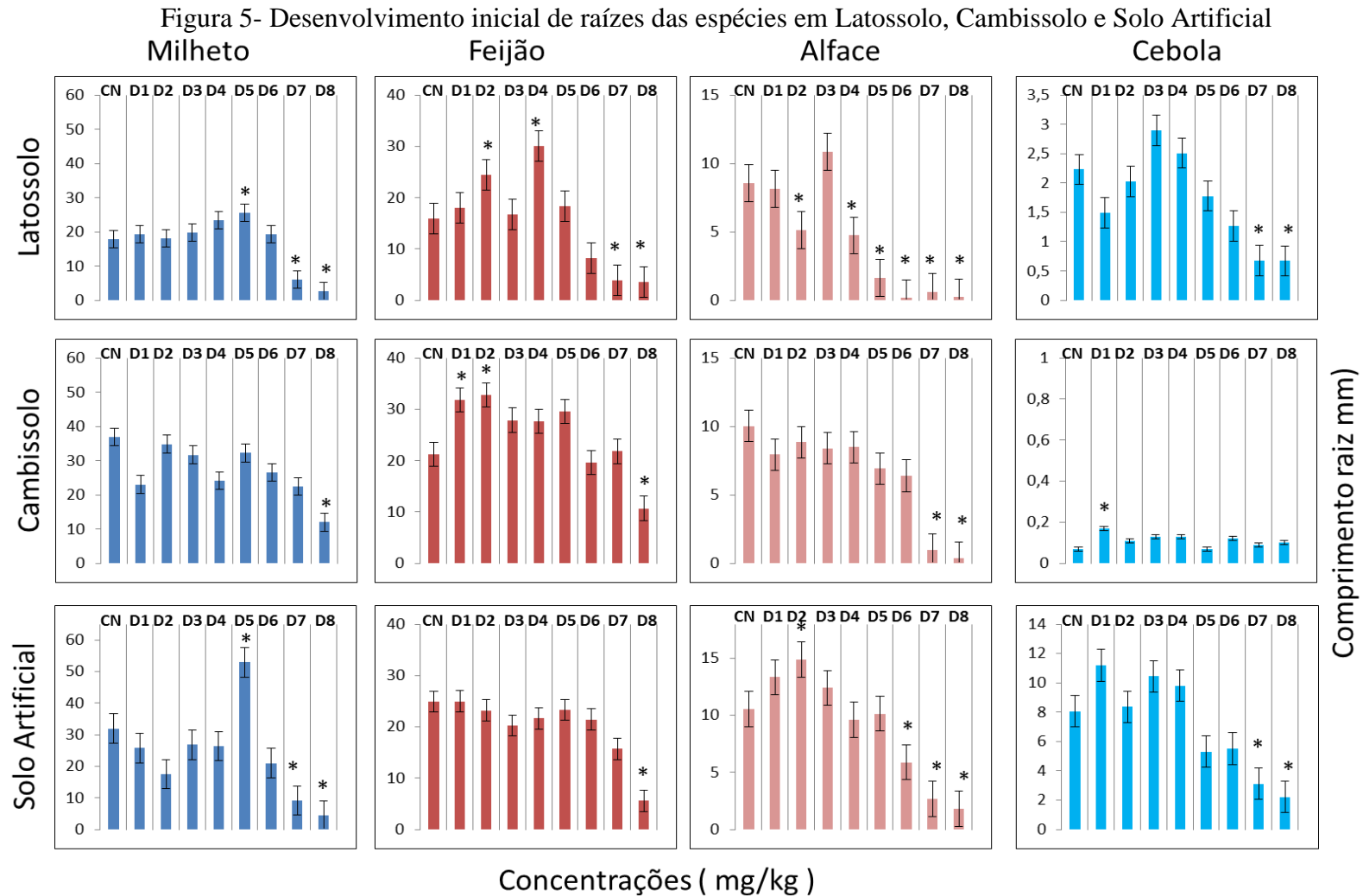
Em alface, o menor crescimento de raiz e parte aérea no Cambissolo tratado com Ce, ocorreu nas doses 1206,9 (D7) e 2051,7 mg kg⁻¹ (D8) (Figura 5 e 6), onde houve diferença estatística do CN.

No crescimento das raízes de cebola nesse mesmo solo, a dose 50 mg kg⁻¹ (D1) apresentou diferença estatística do CN (Figura 5), pois induziu um maior desenvolvimento delas, enquanto que na parte aérea nenhuma dose diferiu estatisticamente do CN (Figura 6). Porém, vale ressaltar que as plântulas de cebola cresceram pouco, até mesmo no CN.

Em relação ao crescimento das raízes e parte aérea das espécies em estudo no Solo Artificial Tropical, para o milho as doses mais altas de Ce interferiram negativamente no desenvolvimento das raízes (D7 e D8) (Figura 5) e parte aérea (D8) (Figura 6) em relação ao CN. Nessa planta também foi observado um maior crescimento das raízes na dose 417,6 mg kg⁻¹ (D5) (Figura 5), diferindo estatisticamente do CN e demais tratamentos.

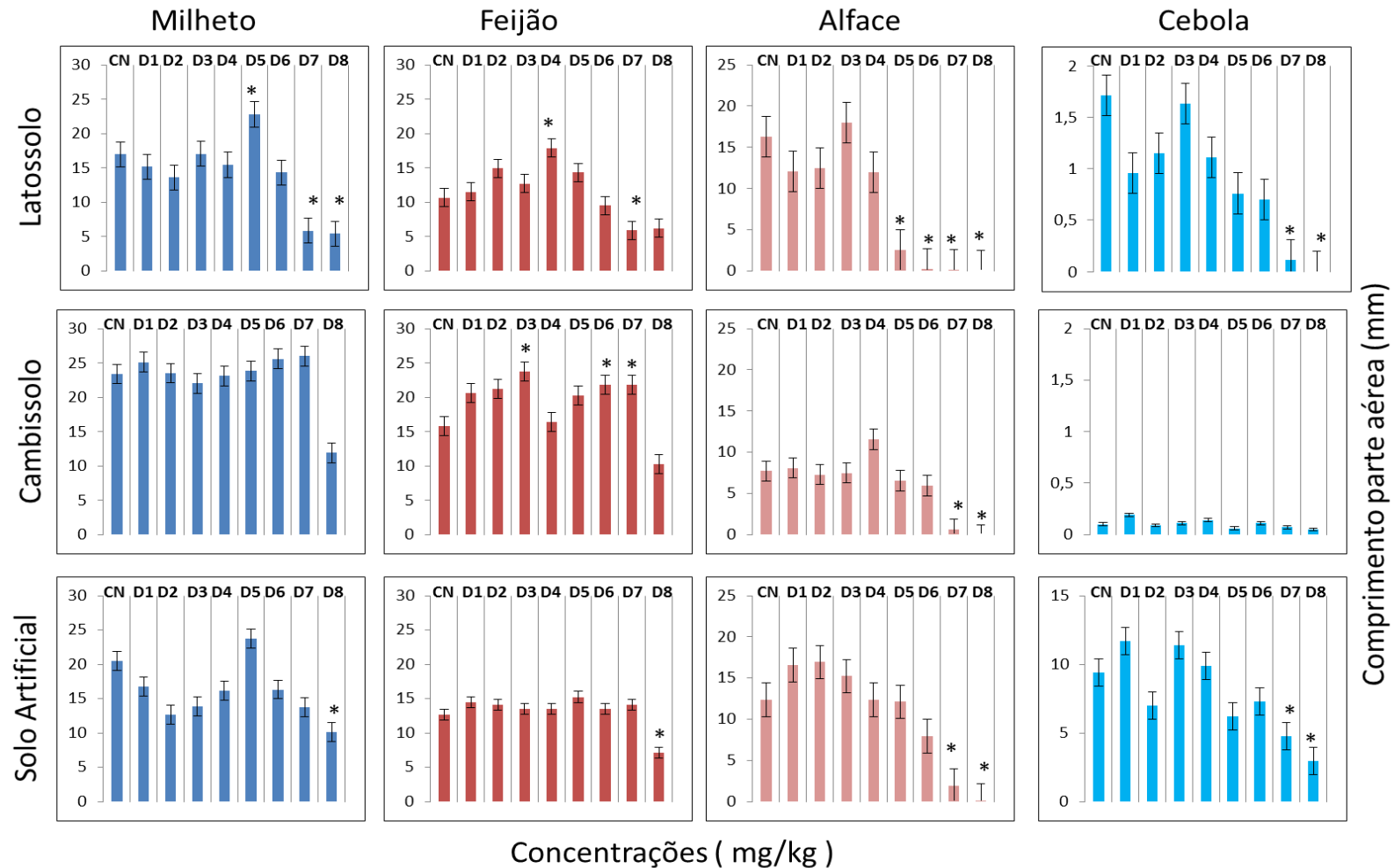
As plântulas de feijão, em relação ao CN, apresentaram uma redução no desenvolvimento apenas na dose 2051,7 mg kg⁻¹ de Ce (D8) (Figuras 5 e 6).

Para as plântulas de alface cultivadas em Solo Artificial tratado com Ce, foi observado uma maior redução no desenvolvimento das raízes e parte aérea nas doses 709,9 (D6); 1206,9 (D7) e 2051,7 mg kg⁻¹ (D8) (Figuras 5 e 6), enquanto a dose 85 mg kg⁻¹ (D2) promoveu um maior desenvolvimento das raízes em relação ao CN (Figura 5). As plântulas de alface apresentaram maior desenvolvimento nesse solo, comparado aos demais.



Legenda: Desenvolvimento inicial de raízes de milho, feijão, alface e cebola em Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial; CN: controle negativo (0 mg kg^{-1}); D: doses de Ce (mg kg^{-1}); D1: 50,00; D2: 85,00; D3: 144,5; D4: 245,7; D5: 417,6; D6: 709,9; D7: 1206,9; D8: 2051,7. Médias seguidas de asterisco (*) diferem significativamente em relação ao CN (Tukey $p < 0,05$). Fonte: Do autor (2019).

Figura 6- Desenvolvimento inicial de parte aéreas das espécies em Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial



Legenda: Desenvolvimento inicial de parte aéreas de milho, feijão, alface e cebola em Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial; CN: controle negativo (0 mg kg^{-1}); D: doses de Ce (mg kg^{-1}); D1: 50,00; D2: 85,00; D3: 144,5; D4: 245,7; D5: 417,6; D6: 709,9; D7: 1206,9; D8: 2051,7. Médias seguidas de asterisco (*) diferem significativamente em relação ao CN (Tukey $p < 0,05$). Fonte: Do autor (2019).

Em plântulas de cebola que se desenvolveram nesse mesmo solo, os menores crescimentos de raiz e parte aérea ocorreram nas doses 1206,9 (D7) e 2051,7 mg kg⁻¹ (D8), diferindo estatisticamente do CN (Figuras 5 e 6). Apesar da redução nas maiores doses, a cebola apresentou o maior crescimento médio das plântulas no Solo Artificial, em relação aos demais solos.

Os resultados obtidos para matéria fresca de milho em Latossolo mostraram que as maiores doses de Ce (1206,9; 2051,7 mg kg⁻¹) apresentaram a maior redução da matéria fresca (Tabela 6), diferindo significativamente do CN. Em cebola, a maior redução da matéria fresca ocorreu na maior dose de Ce testada (2051,7 mg kg⁻¹) (Tabela 6), diferindo significativamente do CN.

Nas análises da matéria fresca de milho cultivado em Cambissolo, as doses 144,5 e 2051,7 mg kg⁻¹ apresentaram os menores valores (Tabela 6), diferindo do CN. Para as plântulas de feijão, foi observado que as doses 144,5 mg kg⁻¹, 417,6 mg kg⁻¹ e 709,9 mg kg⁻¹ diferiram estatisticamente do CN.

Em cebola, o maior valor de matéria fresca foi observado na dose 50 mg kg⁻¹ (Tabela 6), diferindo estatisticamente do CN.

Em relação ao Solo Artificial, dentre as plântulas testadas, o milho apresentou uma redução significativa da matéria fresca nas doses 709,9 mg kg⁻¹, 1206,9 mg kg⁻¹ e 2051,7 mg kg⁻¹, diferindo estatisticamente do CN. Para as plântulas de feijão que se desenvolveram nesse mesmo solo, as doses testadas não diferiram estatisticamente do CN.

A dose 85 mg kg⁻¹ teve a menor matéria fresca em cebola, porém, não apresentou diferença estatística do CN.

A matéria fresca da cebola apresentou os menores valores nos três solos estudados, enquanto que o feijão teve os maiores valores (Tabela 6). Isso ocorreu devido ao menor crescimento da cebola e maior desenvolvimento do feijão, como já relatado.

Em geral, os dados da matéria fresca corroboram com os resultados de crescimento das plântulas, visto que nas maiores doses de Ce, por exemplo, em milho cultivado em Latossolo, foi observado reduções significativas no crescimento e matéria fresca.

Tabela 6 – Matéria fresca (MF) (g) das plântulas de milho, feijão e cebola cultivados nos três tipos de solos com diferentes concentrações de Cério.

| Solos | Doses | Milho | Feijão | Cebola |
|------------------------|----------------------------|--------------|--------------|--------------|
| Latossolo | 0 mg kg ⁻¹ | 0,51 ± 0,06 | 5,18 ± 0,50 | 0,22 ± 0,07 |
| | 50,00 mg kg ⁻¹ | 0,52 ± 0,09 | 4,94 ± 0,21 | 0,18 ± 0,02 |
| | 85,00 mg kg ⁻¹ | 0,31 ± 0,12* | 5,33 ± 0,34 | 0,15 ± 0,03* |
| | 144,5 mg kg ⁻¹ | 0,41 ± 0,04 | 5,17 ± 0,13 | 0,31 ± 0,02* |
| | 245,7 mg kg ⁻¹ | 0,38 ± 0,07 | 5,53 ± 0,43 | 0,22 ± 0,05 |
| | 417,6 mg kg ⁻¹ | 0,43 ± 0,07 | 5,85 ± 0,29 | 0,15 ± 0,02* |
| | 709,9 mg kg ⁻¹ | 0,32 ± 0,11* | 4,90 ± 0,20 | 0,15 ± 0,05 |
| | 1206,9 mg kg ⁻¹ | 0,15 ± 0,02* | 4,46 ± 0,26 | 0,16 ± 0,06 |
| | 2051,7 mg kg ⁻¹ | 0,14 ± 0,02* | 4,74 ± 0,26 | 0,13 ± 0,03* |
| Cambissolo | 0 mg kg ⁻¹ | 0,35 ± 0,05 | 6,10 ± 0,28 | 0,04 ± 0,01 |
| | 50,00 mg kg ⁻¹ | 0,32 ± 0,05 | 6,40 ± 0,29 | 0,10 ± 0,02* |
| | 85,00 mg kg ⁻¹ | 0,28 ± 0,06 | 6,39 ± 0,17 | 0,06 ± 0,01* |
| | 144,5 mg kg ⁻¹ | 0,20 ± 0,06* | 7,11 ± 0,41* | 0,07 ± 0,01* |
| | 245,7 mg kg ⁻¹ | 0,27 ± 0,07 | 6,88 ± 0,32 | 0,07 ± 0,01* |
| | 417,6 mg kg ⁻¹ | 0,27 ± 0,02 | 7,25 ± 0,53* | 0,04 ± 0,01 |
| | 709,9 mg kg ⁻¹ | 0,32 ± 0,04 | 7,06 ± 0,58* | 0,06 ± 0,07* |
| | 1206,9 mg kg ⁻¹ | 0,32 ± 0,05 | 6,53 ± 0,38 | 0,05 ± 0,01 |
| | 2051,7 mg kg ⁻¹ | 0,18 ± 0,02* | 5,90 ± 0,35 | 0,05 ± 0,09 |
| Solo Artificial | 0 mg kg ⁻¹ | 0,36 ± 0,06 | 5,02 ± 0,53 | 0,25 ± 0,03 |
| | 50,00 mg kg ⁻¹ | 0,26 ± 0,02 | 5,77 ± 0,44 | 0,34 ± 0,03* |
| | 85,00 mg kg ⁻¹ | 0,18 ± 0,06* | 5,69 ± 0,21 | 0,14 ± 0,09 |
| | 144,5 mg kg ⁻¹ | 0,23 ± 0,05* | 5,56 ± 0,64 | 0,27 ± 0,01 |
| | 245,7 mg kg ⁻¹ | 0,21 ± 0,04* | 5,59 ± 0,48 | 0,25 ± 0,09 |
| | 417,6 mg kg ⁻¹ | 0,40 ± 0,02 | 6,21 ± 0,30 | 0,18 ± 0,03 |
| | 709,9 mg kg ⁻¹ | 0,20 ± 0,03* | 5,75 ± 0,31 | 0,31 ± 0,07* |
| | 1206,9 mg kg ⁻¹ | 0,13 ± 0,01* | 5,32 ± 0,96 | 0,39 ± 0,06* |
| | 2051,7 mg kg ⁻¹ | 0,09 ± 0,01* | 5,00 ± 0,36 | 0,32 ± 0,04* |

Legenda: Médias da matéria fresca, em gramas (g), seguida do desvio padrão. Médias seguidas de asterisco (*) referem-se a diferença significativa em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Fonte: Do autor (2019).

5.2 Análises Microscópicas

5.2.1 Ciclo celular

No presente estudo, houve um equilíbrio entre as frequências das fases de divisão celular (prófase, metáfase, anáfase e telófase) em todos os solos estudados, sendo a prófase de maior ocorrência que as demais (Tabelas 7, 8 e 9), como é esperado.

Em Latossolo, a maior frequência de Prófase ocorreu na dose 50,00 mg kg⁻¹ diferindo estatisticamente do CN, conseqüentemente, apresentou maior IM (Tabela 7).

Também em Latossolo, foi observado um aumento na frequência de células em metáfases na dose 50,00 mg kg⁻¹ diferindo estatisticamente do CN e alterações cromossômicas como: c-metáfases e cromossomos aderentes (Tabela 10).

Em Cambissolo e Solo Artificial, as frequências das fases do ciclo celular não apresentaram diferenças estatísticas (Tabelas 8 e 9).

Em relação às análises do ciclo celular o IM observado no Latossolo, Cambissolo e Solo Artificial – controle negativo, não diferiram estatisticamente do controle interno (CI), papel filtro (Tabelas 7, 8 e 9).

No Latossolo, em relação ao CN, a redução mais acentuada no índice mitótico ocorreu na dose 2051,7 mg kg⁻¹ (Tabela 7), que foi a maior dose testada neste trabalho.

A menor dose testada em Latossolo (50 mg kg⁻¹) apresentou um aumento no IM (Tabela 7), diferindo estatisticamente do CN. As doses de 144,5, 245,7 e 417,6 mg kg⁻¹ também apresentaram um aumento no IM (Tabela 7), diferindo estatisticamente do CN. A única dose que não diferiu do CN foi 709,9 mg kg⁻¹.

Em Cambissolo os valores de IM observados nas doses testadas não diferiram estatisticamente do CN (Tabela 8). Assim como no Cambissolo, no Solo Artificial não houve diferença estatística do IM entre as doses testadas, bem como destas em relação ao CN (Tabela 9).

Tabela 7 – Frequências das fases em divisão celular e índice mitótico (IM) observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Latossolo com diferentes concentrações de Cério.

| Tratamentos | Prófase | Metáfase | Anáfase | Telófase | IM |
|----------------------------------|----------------|-----------------|----------------|-----------------|---------------|
| 0 mg kg⁻¹ | 32,2 ± 16,64 | 19,4 ± 2,48 | 8,2 ± 5,04 | 2,4 ± 0,72 | 6,22 ± 1,69 |
| 50,00 mg kg⁻¹ | 75,8 ± 10,96* | 28,00 ± 2,00* | 10,6 ± 3,68 | 6,2 ± 1,84 | 12,08 ± 1,02* |
| 85,00 mg kg⁻¹ | 14,6 ± 7,36* | 14,2 ± 4,24 | 9,8 ± 4,88 | 4,00 ± 0,80 | 4,26 ± 1,19* |
| 144,5 mg kg⁻¹ | 46,2 ± 14,16* | 27,00 ± 10,80* | 14,6 ± 8,96 | 4,4 ± 1,12 | 9,22 ± 2,66* |
| 245,7 mg kg⁻¹ | 44,8 ± 11,76* | 18,00 ± 8,80 | 11,8 ± 4,96 | 1,8 ± 0,96 | 7,64 ± 2,24* |
| 417,6 mg kg⁻¹ | 50,00 ± 8,00* | 31,00 ± 10,00* | 14,80 ± 2,72 | 5,80 ± 4,16 | 10,16 ± 1,58* |
| 709,9 mg kg⁻¹ | 39,2 ± 6,56* | 17,80 ± 4,88 | 7,80 ± 4,56 | 3,40 ± 4,24 | 6,82 ± 1,49 |
| 1206,9 mg kg⁻¹ | 30,80 ± 12,16 | 12,60 ± 5,92* | 7,60 ± 2,88 | 6,40 ± 2,08 | 5,74 ± 2,16* |
| 2051,7 mg kg⁻¹ | 6,4 ± 0,88* | 2,20 ± 3,12* | 1,60 ± 2,56 | 0,2 ± 0,32 | 1,04 ± 0,66* |
| CI | 41,2 ± 7,92 | 16,2 ± 4,72 | 4,8 ± 2,56 | 5,4 ± 1,92 | 6,76 ± 1,11 |

Legenda: Frequência média das fases em divisão celular e índice mitótico (IM) seguida do desvio padrão. Médias seguidas de asterisco (*) diferem significativamente em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Médias referentes ao total de células em divisão a cada 1.000 células analisadas. IM.: índice mitótico; CI.: controle interno. Fonte: Do autor (2019).

Tabela 8 – Frequências das fases em divisão celular e índice mitótico (IM) observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Cambissolo com diferentes concentrações de Cério.

| Tratamentos | Prófase | Metáfase | Anáfase | Telófase | IM |
|----------------------------------|----------------|-----------------|----------------|-----------------|-------------|
| 0 mg kg⁻¹ | 33,6 ± 17,92 | 24,8 ± 6,72 | 4,8 ± 2,64 | 0,8 ± 0,96 | 6,32 ± 1,54 |
| 50,00 mg kg⁻¹ | 25,40 ± 8,24 | 21,6 ± 5,68 | 8,2 ± 3,52 | 2,6 ± 1,28 | 5,75 ± 1,49 |
| 85,00 mg kg⁻¹ | 31,4 ± 8,64 | 18,8 ± 4,08 | 6,4 ± 1,68 | 5,8 ± 1,76 | 6,21 ± 1,00 |
| 144,5 mg kg⁻¹ | 27,20 ± 17,04 | 15,80 ± 7,36 | 8,60 ± 3,28 | 6,00 ± 2,80 | 5,71 ± 1,82 |
| 245,7 mg kg⁻¹ | 20,00 ± 5,20 | 18,40 ± 8,32 | 5,80 ± 2,56 | 4,80 ± 2,64 | 4,88 ± 1,06 |
| 417,6 mg kg⁻¹ | 22,20 ± 6,64 | 18,00 ± 4,80 | 3,40 ± 1,28 | 4,40 ± 1,68 | 3,79 ± 1,71 |
| 709,9 mg kg⁻¹ | 27,60 ± 9,12 | 11,40 ± 4,24 | 3,60 ± 1,92 | 1,80 ± 2,16 | 4,41 ± 1,63 |
| 1206,9 mg kg⁻¹ | 26,6 ± 5,28 | 12,2 ± 5,04 | 7,2 ± 2,24 | 2,8 ± 2,56 | 4,86 ± 1,01 |
| 2051,7 mg kg⁻¹ | 28,00 ± 11,6 | 11,80 ± 4,56 | 7,40 ± 4,48 | 4,40 ± 2,72 | 5,13 ± 1,69 |
| CI | 41,2 ± 7,92 | 16,2 ± 4,72 | 4,8 ± 2,56 | 5,4 ± 1,92 | 6,76 ± 1,11 |

Legenda: Frequência média das fases em divisão celular e índice mitótico (IM) seguida do desvio padrão. Tratamentos não diferiram estatisticamente do CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Médias referentes ao total de células em divisão a cada 1.000 células analisadas. IM.: índice mitótico; CI.: controle interno. Fonte: Do autor (2019).

Tabela 9 – Frequências das fases em divisão celular e índice mitótico (IM) observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Solo Artificial com diferentes concentrações de Cério.

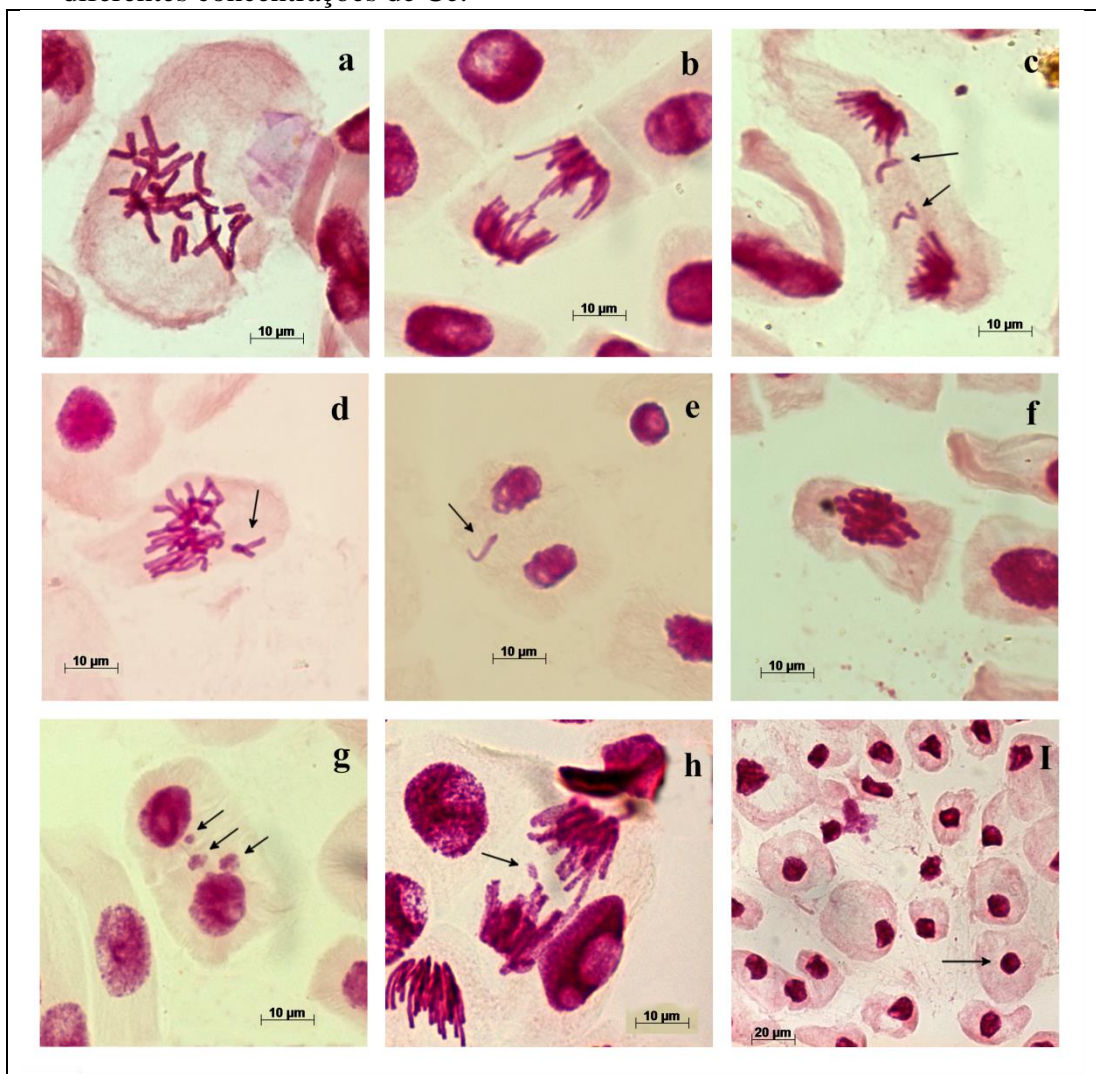
| Tratamentos | Prófase | Metáfase | Anáfase | Telófase | IM |
|----------------------------------|----------------|-----------------|----------------|-----------------|-------------|
| 0 mg kg⁻¹ | 23,00 ± 8,80 | 12,60 ± 3,12 | 13,40 ± 5,28 | 3,40 ± 2,48 | 5,24 ± 1,87 |
| 50,00 mg kg⁻¹ | 15,60 ± 5,68 | 12,20 ± 5,84 | 7,20 ± 4,64 | 3,00 ± 1,60 | 3,80 ± 0,92 |
| 85,00 mg kg⁻¹ | 21,00 ± 8,56 | 12,00 ± 4,32 | 14,00 ± 4,08 | 3,00 ± 1,04 | 5,30 ± 1,74 |
| 144,5 mg kg⁻¹ | 13,40 ± 3,68 | 13,60 ± 4,32 | 10,80 ± 3,76 | 4,80 ± 3,36 | 4,26 ± 0,76 |
| 245,7 mg kg⁻¹ | 24,20 ± 9,12 | 21,60 ± 9,92 | 17,80 ± 8,24 | 4,00 ± 2,4 | 6,76 ± 2,41 |
| 417,6 mg kg⁻¹ | 27,80 ± 6,96 | 16,80 ± 11,76 | 12,60 ± 4,88 | 3,40 ± 1,28 | 6,06 ± 1,83 |
| 709,9 mg kg⁻¹ | 25,20 ± 5,36 | 17,60 ± 6,08 | 11,40 ± 6,88 | 2,80 ± 1,04 | 5,70 ± 1,08 |
| 1206,9 mg kg⁻¹ | 22,00 ± 6,40 | 15,80 ± 5,76 | 13,20 ± 6,64 | 3,60 ± 1,92 | 5,46 ± 1,15 |
| 2051,7 mg kg⁻¹ | 22,60 ± 9,76 | 14,20 ± 6,24 | 6,60 ± 4,56 | 2,20 ± 1,52 | 4,56 ± 1,98 |
| CI | 41,2 ± 7,92 | 16,2 ± 4,72 | 4,8 ± 2,56 | 5,4 ± 1,92 | 6,76 ± 1,11 |

Legenda: Frequência média das fases em divisão celular e índice mitótico (IM) seguida do desvio padrão. Tratamentos não diferiram estatisticamente do CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Médias referentes ao total de células em divisão a cada 1.000 células analisadas. IM.: índice mitótico; CI.: controle interno. Fonte: Do autor (2019).

5.2.2 Alterações cromossômicas

Durante a análise do ciclo celular foram encontradas alterações cromossômicas como: c-metáfases (Figura 7 a), ponte (Figura 7 b), cromossomos com segregação tardia (Figura 7 c), cromossomos não orientado à placa (Figura 7 d), cromossomo perdido (Figura 7 e), aderência cromossômica (Figura 7 f), micronúcleos (Figura 7 g), fragmento (Figura 7 h) e núcleo condensado (Figura 7 i), em células que foram expostas em tratamentos com Ce.

Figura 7. Exemplos das principais alterações cromossômicas de ponta de raiz de *A. cepa* em diferentes concentrações de Ce.



Legenda: (a) c-metáfase (dose 1206,9 mg kg⁻¹, Cambissolo), (b) ponte (dose 709,9 mg kg⁻¹, Latossolo), (c) cromossomos com segregação tardia (dose 2051,7 mg kg⁻¹, Cambissolo), (d) Cromossomos não orientado à placa (dose 2051,7 mg kg⁻¹, Solo Artificial), (e) cromossomo perdido (dose 2051,7 mg kg⁻¹, Solo Artificial), (f) aderência cromossômica (dose 2051,7 mg kg⁻¹, Solo Artificial), (g) micronúcleos (dose 2051,7 mg kg⁻¹, Latossolo), (h) fragmento (dose 417,6 mg kg⁻¹, Cambissolo), (i) núcleo condensado (dose 1206,9 mg kg⁻¹, Solo Artificial).

Fonte: Do autor (2019).

No Latossolo, o total de alterações cromossômicas observadas (AC), em relação ao total de células analisadas, não apresentou frequências estatisticamente diferentes do CN (Tabela 10).

Tendo em vista que houve poucas células em divisão na maior dose testada (2051,7 mg kg⁻¹) no Latossolo (Tabela 10), nesta foi observada a ocorrência apenas de aderência cromossômica (Tabela 10), a qual não diferiu do CN. A aderência pode induzir a formação de núcleos condensados (NC), o que pode estar relacionado com o baixo valor de IM observado.

Nas demais doses testadas em Latossolo houve a ocorrência de cromossomos não orientados, atrasados e perdidos, aderência, c-metáfases e pontes (Tabela 10), sendo a aderência a que mais se destacou entre os tratamentos, exceto para a menor dose (50 mg kg⁻¹) (Tabela 10).

Assim como no Latossolo, no Cambissolo também foram observadas algumas alterações, com destaque para: cromossomos aderentes, pontes, c-metáfases e cromossomos não orientados (Tabela 11). Nesse solo, o total de alterações observadas também não apresentou diferença significativa em relação ao CN (Tukey $p < 0,05$) (Tabela 11).

Ao correlacionar os valores de AC com o IM encontrados no Cambissolo, é possível perceber que apesar de ter ocorrido algumas anormalidades durante o ciclo celular, estas não impediram que o ciclo prosseguisse.

No Solo Artificial as AC apresentaram frequências estatisticamente diferentes do CN nas doses 709,9 e 1206,9 mg kg⁻¹ (Tabela 12).

As alterações cromossômicas encontradas nesse solo foram: cromossomos não orientados, atrasados e perdidos, fragmentos cromossômicos, aderências, c-metáfases e pontes (Tabela 12), sendo a aderência de ocorrência em todas as doses testadas.

Tabela 10 – Alterações cromossômicas observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Latossolo com diferentes concentrações de Cério.

| Tratamentos | Frequência de AC | C. não orientado | C. atrasado | C. perdido | Ade. | C-met. | Ponte |
|----------------------------------|-------------------------|-------------------------|--------------------|-------------------|--------------|---------------|--------------|
| 0 mg kg⁻¹ | 0,2 ± 0,08 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,04 ± 0,048 | 0,06 ± 0,096 | 0,1 ± 0,08 |
| 50,00 mg kg⁻¹ | 0,20 ± 0,07 | 0,02 ± 0,032 | 0,02 ± 0,03 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,14 ± 0,088 | 0,02 ± 0,032 |
| 85,00 mg kg⁻¹ | 0,58 ± 0,216 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,02 ± 0,032 | 0,38 ± 0,216 | 0,02 ± 0,032 | 0,16 ± 0,152 |
| 144,5 mg kg⁻¹ | 0,5 ± 0,12 | 0,04 ± 0,064 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,24 ± 0,112 | 0,2 ± 0,08 | 0,0 ± 0,0 |
| 245,7 mg kg⁻¹ | 0,56 ± 0,336 | 0,04 ± 0,048 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,20 ± 0,16 | 0,20 ± 0,12 | 0,12 ± 0,152 |
| 417,6 mg kg⁻¹ | 0,74 ± 0,584 | 0,02 ± 0,032 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,38 ± 0,264 | 0,10 ± 0,08 | 0,24 ± 0,384 |
| 709,9 mg kg⁻¹ | 0,64 ± 0,288 | 0,02 ± 0,032 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,40 ± 0,32 | 0,18 ± 0,176 | 0,04 ± 0,048 |
| 1206,9 mg kg⁻¹ | 0,74 ± 0,488 | 0,04 ± 0,048 | 0,02 ± 0,032 | 0,0 ± 0,0 | 0,52 ± 0,232 | 0,04 ± 0,048 | 0,12 ± 0,144 |
| 2051,7 mg kg⁻¹ | 0,08 ± 0,128 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,08 ± 0,128 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 |

Legenda: Frequência média de AC seguida do desvio padrão. Tratamentos não diferiram significativamente em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05) Média das alterações visualizadas a cada 1.000 células analisadas. Ade.: Aderência; C-met.: C-metáfase Fonte: Do autor (2019).

Tabela 11 – Alterações cromossômicas observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Cambissolo com diferentes concentrações de Cério.

| Tratamentos | Frequência de AC | C. não orientado | C. atrasado | Ade. | C-met. | Ponte | C-metpoli |
|----------------------------------|-------------------------|-------------------------|--------------------|-------------|---------------|--------------|------------------|
| 0 mg kg⁻¹ | 0,33 ± 0,13 | 0,13 ± 0,09 | 0,0 ± 0,0 | 0,06 ± 0,07 | 0,02 ± 0,03 | 0,12 ± 0,10 | 0,0 ± 0,0 |
| 50,00 mg kg⁻¹ | 0,38 ± 0,10 | 0,12 ± 0,10 | 0,06 ± 0,05 | 0,0 ± 0,0 | 0,08 ± 0,06 | 0,06 ± 0,07 | 0,06 ± 0,07 |
| 85,00 mg kg⁻¹ | 0,44 ± 0,21 | 0,12 ± 0,01 | 0,04 ± 0,05 | 0,06 ± 0,05 | 0,06 ± 0,07 | 0,16 ± 0,11 | 0,0 ± 0,0 |
| 144,5 mg kg⁻¹ | 0,22 ± 0,18 | 0,02 ± 0,03 | 0,0 ± 0,0 | 0,10 ± 0,12 | 0,0 ± 0,0 | 0,10 ± 0,08 | 0,0 ± 0,0 |
| 245,7 mg kg⁻¹ | 0,50 ± 0,44 | 0,04 ± 0,06 | 0,10 ± 0,12 | 0,10 ± 0,16 | 0,10 ± 0,08 | 0,16 ± 0,15 | 0,0 ± 0,0 |
| 417,6 mg kg⁻¹ | 0,49 ± 0,22 | 0,11 ± 0,10 | 0,02 ± 0,03 | 0,20 ± 0,16 | 0,14 ± 0,09 | 0,02 ± 0,03 | 0,0 ± 0,0 |
| 709,9 mg kg⁻¹ | 0,30 ± 0,12 | 0,06 ± 0,10 | 0,0 ± 0,0 | 0,12 ± 0,06 | 0,06 ± 0,07 | 0,04 ± 0,05 | 0,02 ± 0,03 |
| 1206,9 mg kg⁻¹ | 0,52 ± 0,26 | 0,06 ± 0,10 | 0,0 ± 0,0 | 0,12 ± 0,14 | 0,20 ± 0,12 | 0,10 ± 0,08 | 0,04 ± 0,05 |
| 2051,7 mg kg⁻¹ | 0,54 ± 0,23 | 0,02 ± 0,03 | 0,02 ± 0,03 | 0,27 ± 0,09 | 0,14 ± 0,07 | 0,06 ± 0,07 | 0,02 ± 0,03 |

Legenda: Frequência média de AC seguida do desvio padrão. Tratamentos não diferiram significativamente em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Média das alterações visualizadas a cada 1.000 células analisadas. Ade.: Aderência; C-met.: C-metáfase C-met poli.: C-metáfase poliploide. Fonte: Do autor (2019).

Tabela 12 – Alterações cromossômicas observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Solo Artificial com diferentes concentrações de Cério.

| Tratamentos | Frequência de AC | C. não orientado | C. atrasado | C. perdido | Frag | Ade. | C-met. | Ponte |
|----------------------------|------------------|------------------|-------------|-------------|-------------|--------------|-------------|--------------|
| 0 mg kg ⁻¹ | 0,22 ± 0,10 | 0,02 ± 0,03 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,12 ± 0,07 | 0,02 ± 0,03 | 0,06 ± 0,05 |
| 50,00 mg kg ⁻¹ | 0,22 ± 0,10 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,14 ± 0,09 | 0,04 ± 0,06 | 0,04 ± 0,05 |
| 85,00 mg kg ⁻¹ | 0,20 ± 0,04 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,20 ± 0,06 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,05 |
| 144,5 mg kg ⁻¹ | 0,52 ± 0,23 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,32 ± 0,18 | 0,16 ± 0,11 | 0,04 ± 0,06 |
| 245,7 mg kg ⁻¹ | 0,18 ± 0,22 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,44 ± 0,19 | 0,04 ± 0,05 | 0,0 ± 0,0* |
| 417,6 mg kg ⁻¹ | 0,44 ± 0,25 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,38 ± 0,22 | 0,0 ± 0,0 | 0,06 ± 0,05 |
| 709,9 mg kg ⁻¹ | 0,62 ± 0,34* | 0,02 ± 0,03 | 0,02 ± 0,03 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,62 ± 0,30* | 0,0 ± 0,0 | 0,20 ± 0,20* |
| 1206,9 mg kg ⁻¹ | 0,64 ± 0,18* | 0,02 ± 0,03 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,02 ± 0,03 | 0,44 ± 0,28 | 0,16 ± 0,13 | 0,0 ± 0,0* |
| 2051,7 mg kg ⁻¹ | 0,26 ± 0,19 | 0,02 ± 0,03 | 0,0 ± 0,0 | 0,02 ± 0,03 | 0,0 ± 0,0 | 0,12 ± 0,10 | 0,08 ± 0,10 | 0,02 ± 0,03 |

Legenda: Frequência média de AC seguida do desvio padrão. Médias seguidas de asterisco (*) diferem significativamente em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Média das alterações visualizadas a cada 1.000 células analisadas. Frag.: Fragmento; Ade.: Aderência; C-met.: C-metáfase. Fonte: Do autor (2019).

5.2.3 Alterações nucleares

Foram encontradas alterações nucleares em células meristemáticas de todos os solos analisados, como núcleos condensados (NC) e micronúcleos (MCN) (Tabelas 13, 14 e 15).

No Latossolo, foi possível perceber que a dose 2051,7 mg kg⁻¹ teve o maior valor de NC (Tabela 13), diferindo do CN e demais tratamentos, o que pode estar relacionado com a grande ocorrência de aderência cromossômica (Tabela 10), baixo valor de IM (Tabela 7), além de propriedades químicas desse solo.

Em relação aos MCN encontrados em células de cebola de raízes mantidas no Latossolo e Cambissolo contaminados com diferentes doses de Ce, não houve diferença estatística dos tratamentos com o CN (Tabela 13 e 14).

Na dose 2051,7 mg kg⁻¹ do Solo Artificial, ocorreu a maior frequência de NC em células meristemáticas de cebola (Tabela 15), diferindo estatisticamente do CN. As demais doses não diferiram do CN.

Em relação aos MCN encontrados nas doses de Ce utilizadas nesse solo (Tabela 15), não houve diferença estatística do CN.

Tabela 13 – Frequências das alterações nucleares observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Latossolo.

| Tratamentos | NC | MCN |
|----------------------------------|---------------|--------------|
| 0 mg kg⁻¹ | 0,58 ± 0,184 | 0,9 ± 0,52 |
| 50,00 mg kg⁻¹ | 0,34 ± 0,208 | 0,58 ± 0,45 |
| 85,00 mg kg⁻¹ | 0,58 ± 0,216 | 1,08 ± 0,576 |
| 144,5 mg kg⁻¹ | 0,32 ± 0,224 | 0,52 ± 0,272 |
| 245,7 mg kg⁻¹ | 0,72 ± 0,216 | 0,20 ± 0,20 |
| 417,6 mg kg⁻¹ | 0,70 ± 0,52 | 1,10 ± 0,8 |
| 709,9 mg kg⁻¹ | 0,76 ± 0,392 | 0,76 ± 0,408 |
| 1206,9 mg kg⁻¹ | 1,62 ± 0,664 | 0,66 ± 0,248 |
| 2051,7 mg kg⁻¹ | 3,76 ± 1,432* | 0,40 ± 0,24 |

Legenda: Frequência média das alterações nucleares seguida do desvio padrão. Média seguida de asterisco (*) refere-se a diferença significativa em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Médias referentes ao total de células em divisão a cada 1.000 células analisadas. NC.: núcleo condensado; MCN.: micronúcleo. Fonte: Do autor (2019).

Tabela 14 – Frequências das alterações nucleares observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Cambissolo.

| Tratamentos | NC | MCN |
|----------------------------------|-------------|-------------|
| 0 mg kg⁻¹ | 0,65 ± 0,35 | 1,30 ± 1,13 |
| 50,00 mg kg⁻¹ | 0,72 ± 0,30 | 0,48 ± 0,18 |
| 85,00 mg kg⁻¹ | 1,04 ± 0,56 | 0,34 ± 0,17 |
| 144,5 mg kg⁻¹ | 0,84 ± 0,39 | 0,71 ± 0,50 |
| 245,7 mg kg⁻¹ | 0,66 ± 0,39 | 0,65 ± 0,76 |
| 417,6 mg kg⁻¹ | 0,68 ± 0,17 | 2,91 ± 3,22 |
| 709,9 mg kg⁻¹ | 0,89 ± 0,16 | 1,02 ± 0,79 |
| 1206,9 mg kg⁻¹ | 0,42 ± 0,19 | 0,48 ± 0,25 |
| 2051,7 mg kg⁻¹ | 0,76 ± 0,21 | 0,59 ± 0,36 |

Legenda: Frequência média das alterações nucleares seguida do desvio padrão. Tratamentos não diferiram significativamente em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Médias referentes ao total de células em divisão a cada 1.000 células analisadas. NC.: núcleo condensado; MCN.: micronúcleo. Fonte: Do autor (2019).

Tabela 15 – Frequências das alterações nucleares observadas através de análise citogenética clássica realizada nas células meristemáticas de *Allium cepa* L. cultivado em Solo Artificial.

| Tratamentos | NC | MCN |
|----------------------------------|--------------|-------------|
| 0 mg kg⁻¹ | 0,26 ± 0,22 | 0,06 ± 0,05 |
| 50,00 mg kg⁻¹ | 0,28 ± 0,14 | 0,16 ± 0,14 |
| 85,00 mg kg⁻¹ | 0,40 ± 0,22 | 0,00 ± 1,05 |
| 144,5 mg kg⁻¹ | 0,82 ± 0,18 | 0,20 ± 0,16 |
| 245,7 mg kg⁻¹ | 0,86 ± 0,59 | 0,20 ± 0,04 |
| 417,6 mg kg⁻¹ | 1,08 ± 0,18 | 0,94 ± 0,94 |
| 709,9 mg kg⁻¹ | 1,90 ± 0,60 | 0,28 ± 0,18 |
| 1206,9 mg kg⁻¹ | 1,90 ± 0,92 | 1,10 ± 1,16 |
| 2051,7 mg kg⁻¹ | 7,84 ± 1,95* | 1,92 ± 1,63 |

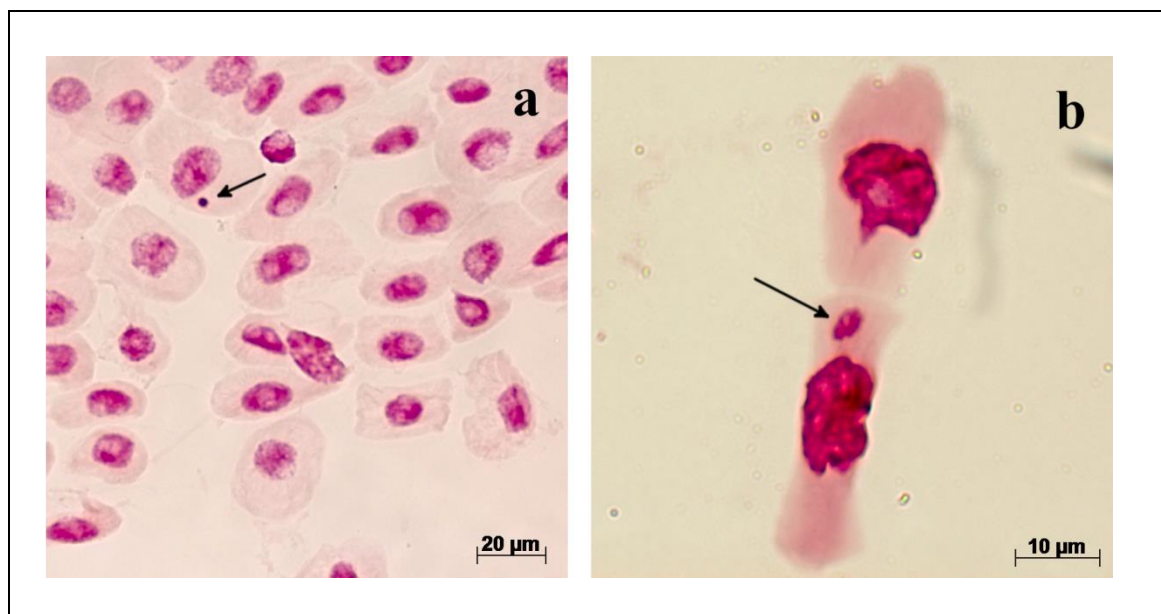
Legenda: Frequência média das alterações nucleares seguida do desvio padrão. Média seguida de asterisco (*) refere-se a diferença significativa em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Médias referentes ao total de células em divisão a cada 1.000 células analisadas. NC.: núcleo condensado; MCN.: micronúcleo. Fonte: Do autor (2019).

5.2.4 Micronúcleos na região F1

Na região F1, aquela logo acima da meristemática com células iniciando o processo de diferenciação, observou-se a presença de MCN (Figura 8).

Os MCN encontrados em raízes de cebola mantidas em Latossolo (Tabela 16) nas doses 245,7; 417,6; 709,9 mg kg⁻¹ diferiram estatisticamente do CN, sendo a dose 417,6 mg kg⁻¹ a que apresentou a maior frequência de MCN.

Figura 8. Exemplos de MCN na região F1



Legenda: MCN encontrados em região F1. **a** MCN (dose 2051,7 mg kg⁻¹, Solo Artificial), **b** MCN (417,6 mg kg⁻¹, Latossolo). Fonte: Do autor (2019).

No Cambissolo, não houve diferenças estatísticas dos MCN encontrados nas doses testadas com o CN (Tabela 16).

As frequências de MCN encontradas na região F1 tratadas com as duas maiores doses testadas em Solo Artificial (Tabela 16), foram as únicas que diferiram estatisticamente do CN. Na região meristemática, essas duas doses nesse mesmo solo se destacaram entre as demais em relação à frequência de MCN (Tabela 15), porém como relatado, não houve diferença estatística entre os tratamentos e o CN, permitindo inferir que esse e outros danos não estão sendo reparados pela célula e estão persistindo nas novas gerações celulares.

Tabela 16 – Micronúcleos (MCN) observados em regiões F1 de *Allium cepa* L. cultivados nos três tipos de solos com diferentes concentrações de Cério.

| MCN (%) - Região F1 | | | |
|----------------------------|--------------|-------------|-----------------|
| Tratamentos | Latossolo | Cambissolo | Solo Artificial |
| 0 mg kg ⁻¹ | 0,44 ± 0,05 | 0,64 ± 0,49 | 0,38 ± 0,03 |
| 50,00 mg kg ⁻¹ | 0,40 ± 0,12 | 0,62 ± 0,55 | 0,48 ± 0,07 |
| 85,00 mg kg ⁻¹ | 0,48 ± 0,06 | 0,40 ± 0,24 | 0,48 ± 0,06 |
| 144,5 mg kg ⁻¹ | 0,58 ± 0,13 | 0,60 ± 0,64 | 0,32 ± 0,06 |
| 245,7 mg kg ⁻¹ | 0,74 ± 0,08* | 0,24 ± 0,16 | 0,36 ± 0,08 |
| 417,6 mg kg ⁻¹ | 0,94 ± 0,08* | 0,24 ± 0,26 | 0,38 ± 0,06 |
| 709,9 mg kg ⁻¹ | 0,86 ± 0,07* | 0,36 ± 0,16 | 0,50 ± 0,04 |
| 1206,9 mg kg ⁻¹ | 0,54 ± 0,10 | 1,68 ± 1,16 | 0,58 ± 0,06* |
| 2051,7 mg kg ⁻¹ | 0,72 ± 0,14 | 0,80 ± 0,6 | 0,66 ± 0,04* |

Legenda: Frequência média de MCN seguida do desvio padrão. Média seguida de asterisco (*) refere-se a diferença significativa em relação ao CN (0 mg kg⁻¹) (Tukey p<0,05). Média das alterações visualizadas a cada 1.000 células analisadas. Fonte: Do autor (2019).

6 DISCUSSÃO

6.1 Análises Macroscópicas

6.1.1 Efeitos sobre a germinação

Observando os gráficos apresentados com os valores de porcentagem de germinação nos diferentes tipos de solos, de uma forma geral, a germinação das sementes de feijão e milho foram menos afetadas pelas doses de Ce aplicadas, enquanto a germinação em alface foi a que mais sofreu os efeitos do Ce. Já a cebola, apresentou baixa germinação em Latossolo e Cambissolo.

Para os dados de IVG, o milho apresentou a mesma tendência da germinação. Em alface os efeitos sobre IVG foram mais drásticos e o feijão no Latossolo apresentou efeitos no IVG não observados na germinação.

ETRs, incluindo o Ce, podem exercer diferentes efeitos fisiológicos nas plantas, dependendo da dosagem, espécies utilizadas e outras condições (ESPINDOLA et al., 2013; ZHANG et al., 2013). Como pode ser observado no presente trabalho, com a utilização de

espécies e solos distintos, em que as espécies apresentam respostas diferentes aos diferentes solos testados.

Muitas evidências indicaram que baixas concentrações de ETR exercem efeitos positivos sobre as plantas (ESPINDOLA et al., 2013; ZHANG et al., 2013), como o aumento da germinação (FASHUI, 2002), enquanto que em altas concentrações podem ser prejudiciais para as plantas, embora o mecanismo exato ainda seja desconhecido (TYLER, 2004). No presente estudo foi observado efeitos positivos nas menores doses testadas, porém, em alface cultivado em Latossolo contaminado com Ce, foi observado efeito prejudicial, uma redução da germinação, nas doses mais elevadas de Ce.

Fashui et al. (2002) observaram que os efeitos do Ce sobre a germinação de sementes estão associados ao aumento da taxa respiratória e da atividade de enzimas antioxidantes.

Espindola et al. (2013) relacionou os efeitos do Ce sobre a germinação com fitohormônios. Segundo os autores, o Ce pode atuar de forma sinérgica com fitohormônios estimulando ou inibindo o processo germinativo.

O Ce também pode contribuir para a atividade de enzimas envolvidas na germinação, como a α -amilase, que é responsável pela digestão do amido em sementes endospermáticas, como o arroz, milho e trigo (ESPINDOLA et al., 2013). Após tratamento com Ce, Liu e Liu (1985) observaram a formação acelerada de α -amilase, induzida pelo hormônio giberelina, na camada de aleurona de sementes de trigo, causando aumento na taxa de germinação e vigor das sementes. No caso das sementes das espécies utilizadas no presente estudo, todas possuem a enzima α -amilase no endosperma, porém não é possível garantir que os efeitos do Ce sobre a germinação ocorreu devido à mudança de atividade destas enzimas.

Apesar da ocorrência de efeitos do Ce na germinação observados por alguns autores, (ESPINDOLA et al., 2013; FASHUI, 2002; TYLER, 2004; ZHANG et al., 2013), Andersen et al. (2016), relataram que nanopartículas de CeO₂ não alterou significativamente a germinação de *L. sativa*, *A. cepa* e outras oito espécies testadas (*Lycopersicon lycopersicum*, *Brassica oleracea*, *Glycine max*, *Daucus carota*, *Lolium perenne*, *Zea mays*, *Cucumis sativus*, *Avena sativa*). Barbieri et al. (2013) e Cui et al. (2014) também observaram que nanopartículas de CeO₂ não interferiram na germinação de *L. sativa*.

Nos trabalhos acima, os autores utilizaram soluções de nanopartículas de Ce em doses menores que as utilizadas no presente trabalho, não excedendo 1000 mg L⁻¹, o que pode ser um indício das causas da não interferência na germinação. Além do fato que os autores utilizaram nanopartículas em suspensão, enquanto no presente trabalho utilizamos o Ce em solo.

No presente estudo, a germinação foi afetada, principalmente, na espécie *L. sativa*. Isso pode ter ocorrido devido à sensibilidade de *L. sativa* ao ser germinada em solo contaminado com Ce; a cebola apresentou baixa germinação em Latossolo e Cambissolo, mostrando que possivelmente não seria um bom modelo para testes de germinação.

Em geral, as espécies testadas se comportaram de maneiras diferentes em cada um dos solos estudados, provavelmente devido às características dos solos, as quais serão relatadas mais adiante.

6.1.2 Efeitos sobre o desenvolvimento inicial

O efeito do Ce nas plantas varia conforme cada espécie e devido às características anatômicas e metabólicas específicas de cada uma, o que gera diferentes mecanismos de tolerância (ASSAD et al., 2017; BONANNO, 2013; FELEAFEL; MIRDA, 2013; HAMEED et al., 2016; RIZWAN et al., 2018; YANG et al., 2017). A relação entre a estrutura e fisiologia das plantas pode resultar em características específicas, determinando se uma planta é mais tolerante a um elemento ou não (KIM et al., 2018, RIZWAN et al., 2018; YANG et al., 2017).

As informações existentes na literatura sobre o efeito do Ce nas plantas ainda não são completas. No entanto, os efeitos negativos aqui observados no crescimento podem ter ocorrido devido à acumulação de Ce nas células, causando danos estruturais e perturbações no equilíbrio dos nutrientes (XUE et al., 2012; POŠĆIĆ et al., 2017).

Estudos mostraram que o Ce pode diminuir o crescimento das plantas (JIANG et al., 2017) quando utilizado em concentrações excessivas (DIATLOFF et al., 1995; XIONG et al., 2006). Além disso, este efeito foi mostrado não apenas em soluções de Ce, mas também para testes utilizando solos contaminados com outros ETR (HU et al., 2006; MOREIRA et al., 2019). Possivelmente, a diminuição no crescimento pode ser em função do efeito negativo na estrutura celular, destruindo a membrana plasmática (YANG et al. 2015).

HU et al. (2006), utilizando um solo argiloso vermelho contaminado com La, observaram que $0,5 \text{ g kg}^{-1}$ inibiu significativamente o crescimento de raízes de milho, e que as mesmas foram mais sensíveis ao estresse do que a parte aérea. Os autores observaram que esse solo contaminado com La não apresentou benefícios sobre o crescimento do milho nas doses acima de $0,1 \text{ g kg}^{-1}$.

Ma et al. (2010) observaram que uma solução de nanopartículas de CeO₂ em concentrações de 2.000 mg L⁻¹ inibiram significativamente o crescimento da raiz de *L. sativa*. Resultados semelhantes foram obtidos por Zhang et al. (2013), que observaram redução no crescimento em dose elevada de Ce em outras espécies do gênero *Lactuca*. Apesar disso, Andersen et al. (2016) sugerem que nanopartículas de CeO₂ não causam toxicidade aguda generalizada durante a germinação e crescimento das espécies testadas.

No mesmo estudo, Ma et al. (2010) relataram que nanopartículas de CeO₂ com dose de 2000 mg L⁻¹ não causaram nenhum efeito sobre o crescimento radicular de outras seis espécies (*Brassica napus*, *Raphanus sativus*, *Triticum aestivum*, *Brassica oleracea*, *Lycopersicon esculentum* e *Cucumis sativus*), somente *L. sativa* foi afetada.

No presente estudo, foi observada diminuição no crescimento das raízes de alface, além de milho, feijão e cebola, quando expostos em doses mais elevadas de Ce (acima de 709,9 mg kg⁻¹). Contudo, alface se mostrou a espécie mais sensível, enquanto feijão e milho apresentaram menor sensibilidade ao Ce. No entanto, a cebola apresentou baixo crescimento até mesmo nos solos controles.

Ensaio de germinação e crescimento utilizando *A. cepa* são pouco comuns. O material de propágulo utilizado normalmente para os testes toxicológicos é o bulbo da cebola, e não a região meristemática da raiz como utilizada no presente trabalho. O bulbo da cebola impossibilita a análise de germinação e dificulta as medições das raízes para obter taxas de crescimento das mesmas. No entanto, alface apresenta vantagens em relação ao rápido desenvolvimento e taxa de germinação superior quando comparado à cebola (SILVEIRA et al., 2017), o que pode indicar que sementes de alface apresentam alta sensibilidade às condições do ambiente, podendo ocorrer problemas na germinação e emergência da plântula quando em condições adversas (EIRA; MARCOS FILHO 1990), contribuindo para a detecção de fitotoxicidade de elementos potencialmente tóxicos.

A elevada concentração de Ce afeta severamente a permeabilidade da membrana celular (XU et al. 2014), danificando essa estrutura, o que pode impactar ainda mais na acumulação e distribuição do Ce e de outros nutrientes em raízes, como o observado em *A. sativum* por XU et al. (2016).

Xue et al., (2012) também sugeriu que a alta concentração de Ce possivelmente interferiu na captação e translocação de nutrientes minerais, perturbando a homeostase da nutrição mineral, o que inibiu severamente o crescimento e metabolismo de *Arabidopsis thaliana*.

No presente estudo, a influência do Ce no crescimento de feijão e milho em Latossolo, mostrou uma dose-resposta caracterizado por baixa dose de estimulação e alta dose de inibição (Efeito Hormesis) (XUE et al., 2012), que foi demonstrado principalmente com as respostas de alongamento das raízes e parte aéreas a partir da dose 417,6 mg kg⁻¹. Essas características dose-resposta são muito semelhantes a plantas expostas a metais pesados (CASTRO et al., 2007; WANG et al., 2010).

Xue et al. (2012) mostraram que em altas concentrações, o Ce induziu mudanças complexas em *Arabidopsis thaliana*, levando tanto a estímulos na formação radicular (alongamento da raiz primária, expansão) quanto inibitória (XUE et al., 2012). Os autores presumiram que a auxina, hormônio que conduz o alongamento celular, tenha desempenhando um papel fundamental no controle das mudanças das raízes em estresse ao Ce em *A. thaliana*.

Eles sugeriram um sistema de resposta fisiológica molecular comum, em que a aplicação de auxinas aumenta a formação de raízes laterais, enquanto os inibidores de transporte de auxinas reduzem o número de raiz lateral, sendo o efeito inibitório do estresse do Ce consistente com o efeito de acumulação de auxina (PASTERNAK et al., 2005).

Cui et al. (2014) relataram que nanopartículas de CeO₂ não tiveram efeitos significativos no crescimento da parte aérea de *L. sativa*, porém, o crescimento radicular foi inibido em concentrações de 500 mg L⁻¹, 1000 mg L⁻¹ e 2000 mg L⁻¹ de CeO₂ NP. Andersen et al. (2016) também observaram alterações no comprimento médio das raízes, indicando diminuição. O mesmo ocorreu para *A. cepa*, *Lolium perene* e *Lycopersicon lycopersicum*.

A parte aérea de *L. sativa* em todos os solos estudados, no presente trabalho, apresentou diminuição do crescimento nas doses mais elevadas de Ce, contrário ao trabalho citado acima. Já as raízes teve seu crescimento inibido, corroborando com Andersen et al. (2016) e Cui et al. (2014).

Essa diminuição de crescimento observado na parte aérea pode estar relacionado à quantidade de Ce que estava disponível nos solos para as plantas, dependendo das características dos solos, que será relatado mais adiante. Esse resultado contrário ao apresentado por Cui et al. (2014), pode ter sido devido à utilização de nanopartículas em suspensão.

Já Ramírez-Olvera et al. (2018) observaram aumento no comprimento inicial das raízes de *Oryza sativa* em todas as concentrações avaliadas, que foi observado também por He e Loh (2000) em *Arabidopsis thaliana*.

O aumento no crescimento das plântulas, observado em experimentos com Ce, pode estar relacionado ao fato desse elemento afetar os ácidos nucleicos e as proteínas, dentro das

células e do núcleo, estimulando a alongação radicular e a divisão celular, além de outras funções biológicas, como também sugerido por Yuan et al. (2001).

Estes resultados corroboram os de Shyan e Aery (2012), os quais verificaram que baixos níveis de Ce provocaram aumento no crescimento de raízes e parte aérea de feijão-caupi, enquanto altos níveis de Ce diminuem o comprimento de plântulas. O mesmo foi observado no presente estudo para feijão cultivado em Latossolo

Zhang et al. (2015) cultivou *Raphanus sativus* L. (rabanete) em dois tipos de solo, um argiloso e o outro siltoso. Os resultados demonstraram que as propriedades do solo são fatores importantes na distribuição de NP de CeO₂ no solo e posterior biodisponibilidade para as plantas.

A maioria dos ETR, como o Ce, aplicados em sementes ou em culturas em crescimento poderão entrar no solo (TYLER 2004), e como componente ambiental importante, o solo é extremamente sensível a mudanças ambientais (CHEN et al. 2010).

Atributos químicos dos solos como pH, CTC (capacidade de troca catiônica), teor de carbono no solo (MOREIRA et al., 2019), matéria orgânica (ZHAO et al., 2013), teor de argila e óxidos de Fe e de Al (SOUZA et al., 2007) podem influenciar a absorção e biodisponibilidade de Ce nos solos. Além disso, o Ce pode interferir na absorção de elementos presentes no solo como o K, Mg, Ca, Na, Fe, Mn, Zn, Cu e Mo em raízes e brotos (LIU et al, 2012; DIATLOFF et al., 2008).

Um menor valor de CTC geralmente induz a menor adsorção, ou seja, aumenta a disponibilidade de Ce no solo. O mesmo ocorre em baixo pH do solo, que favorece a dessorção de Ce e outros ETR para a solução do solo, conseqüentemente causando um aumento na disponibilidade desses elementos para as plantas (CAO et al., 2001; LOELL et al., 2011). Em relação à matéria orgânica, solos com maior conteúdo ocasionam uma elevada adsorção de Ce nos solos (BECKWITH; BUTLER 1993; WEN et al., 2002).

A fração argila do solo é composta por argilominerais e óxidos de metais, por exemplo, Fe, Mn e Al. Os óxidos de Fe e Mn podem adsorver cátions da solução do solo devido sua carga dependente do pH (ALLOWAY 1995), sugerindo que esses óxidos auxiliam na acumulação de ETR em solos (PENG; WANG 1996).

O Latossolo desse estudo é caracterizado por apresentar um pH naturalmente ácido (5,2), menores valores de CTC_{ef} (1,73 cmol dm⁻³) e argila (28%) comparado ao Cambissolo (pH = 6,10; CTC = 4,08 cmol dm⁻³; argila 32%).

Em comparação ao Cambissolo e o Solo Artificial a baixa CTC do Latossolo (1,73 cmol dm⁻³), pode explicar a maior fitotoxicidade desse solo no presente estudo, que induziu a

dessorção e uma menor adsorção, conseqüentemente levou ao aumento da disponibilidade de Ce no solo.

No presente estudo, o baixo valor de pH do Latossolo (5,2) é um atributo para o aumento da dessorção de Ce. Como o pH é um valor logarítmico, a diferença entre os solos, pode ser levada em consideração (WANG et al., 2001), o que pode ter contribuído para maior disponibilidade de Ce no solo e fitotoxicidade. O mesmo foi observado para os atributos pH e CTC no estudo de Moreira et al., (2019) que utilizou os mesmos solos do presente estudo, porém cultivou as espécies em casa de vegetação.

Já o Cambissolo deste estudo, apresenta maior teor de argila, podendo aumentar a adsorção de Ce nos solos (XIONG et al., 2000). Devido a esse possível aumento na disponibilidade de Ce, as doses mais elevadas, no presente estudo, pode ter ocasionado uma redução no crescimento de milho, feijão e alface em Cambissolo.

Além disso, o Ce pode interferir na absorção de Ca, reduzindo o influxo dele nas células de raiz e bloqueando seus canais (MARSHALL et al., 1994). O Cambissolo apresentou maior conteúdo de Ca (2,26 cmol dm⁻³). No entanto, concentrações crescentes de Ce, provavelmente provocou uma diminuição nas concentrações de Ca nas raízes (DIATLOFF et al., 1993).

Uma vez adsorvidas nas paredes celulares, o Ce repele o Ca do apoplasto (CLARKSON; SANDERSON, 1969). Conseqüentemente, haverá um reservatório reduzido de Ca que pode ser transportado por fluxo apoplástico ou simplástico para o xilema (DIATLOFF et al., 2008). Essa diminuição das concentrações de Ca nas raízes pode ter influenciado a diminuição do crescimento das plântulas nas maiores doses de Ce estudadas em Cambissolo, se o Ca esteve biodisponível para a planta e realmente interagiu com o Ce.

A absorção de outros elementos como o K, P, Mg provavelmente foram pouco afetados. Visto que um estudo mostrou que não foram observados nenhum padrão consistente dos efeitos de Ce sobre os cátions ou ânions para sugerir qualquer efeito geral sobre qualquer um desses nutrientes (DIATLOFF et al., 2008).

Muito provavelmente a fitodisponibilidade de Ce no Latossolo e Cambissolo pode ser explicada pelos atributos de pH e CTC, sendo que o Latossolo apresentou maior potencial para induzir fitotoxicidade de Ce em plantas.

6.2 Análises Microscópicas

6.2.1 Ciclo celular

A citotoxicidade de Ce em relação às células vegetais é pouco estudada e precisa ser melhor elucidada (KOTELNIKOVA et al., 2019). Liman et al. (2019) estudaram efeitos do Ce nas células de *A.m cepa* observaram um aumento na frequência de metáfase, anáfase e telófase, e uma redução de prófase em células *A. cepa* tratadas com 25, 50 e 100 ppm de $CeCO_2$ em relação ao grupo controle. Estes autores indicam que isso pode ter ocorrido devido ao forte efeito antiproliferativo das micropartículas e nanopartículas de CeO_2 .

Outro ponto é que Liman et al. (2019) utilizaram CeO_2 diretamente dissolvido em solução aquosa como fonte de nanopartículas de Ce, enquanto no presente estudo, foi utilizado cloreto de cério heptaidratado ($CeCl_3 \cdot 7H_2O$) misturado aos solos. Essas diferenças entre os métodos de exposição das células de *A. cepa* ao Ce pode explicar os resultados contrastantes pois, como já comentado, as propriedades de cada tipo de solo podem interferir na fisiologia das plantas e na bio-disponibilidade de Ce.

No presente trabalho, no Latossolo, foi observado ainda um aumento na frequência de células em prófase. Esse aumento, possivelmente está relacionado aos atrasos na progressão da mitose devido a erros que precisam ser reparados antes do progresso para metáfase (ANDRADE-VIEIRA et al., 2012).

O ciclo celular é regulado por pontos de checagem (SUDAKIN et al., 2001). Para o ciclo celular prosseguir depende de proteínas como quinase e ciclina. Na mudança de metáfase para anáfase, o complexo promotor da anáfase (APC / C) permite a segregação das cromátides irmãs (ANDRADE-VIEIRA et al. 2014). No entanto, se o alinhamento dos cromossomos na placa equatorial não ocorrer corretamente, o APC / C é inibido, impedindo a progressão da divisão celular (ACQUAVIVA; PINES 2006).

O alinhamento correto dos microtúbulos ao cinetócoro é verificado por um complexo de proteínas, se essas não detectar a ligação dos cromossomos ao fuso, é emitido um sinal que ativa um inibidor de progressão da divisão celular, que permanece ativa até que ocorra a correção do alinhamento dos cromossomos (SUDAKIN et al. 2001). Freitas et al. (2016) demonstraram que alterações na metáfase como c-metáfase, cromossomos aderentes e cromossomos não alinhados à placa equatorial estão relacionadas à não sinalização cinetocóricos dos cromossomos, comprometendo a ligação dos mesmos aos microtúbulos, o que afeta o alinhamento, contribuindo para o atraso do ciclo celular e retenção das células em metáfase. Tais alterações, ainda que não observadas em quantidades suficientes para representar significância em relação ao controle, foram detectadas após exposição das células

meiostemáticas às diferentes doses de Ce, contribuindo para a paralização em prófase ou metáfase discutida anteriormente.

O IM, que reflete a frequência de divisão celular, é uma medida de citotoxicidade geralmente aceita para todos os organismos vivos (D'AQUINO et al. 2009; ÇAVUŞOĞLU et al. 2012) e alterações nesse índice ajudam a determinar o grau de citotoxicidade de um agente químico (VIEIRA; SILVEIRA 2018).

Comumente, o alongamento da raiz está associado à atividade de divisão das células no meristema apical (FUSCONI et al., 2006). No entanto, essa correlação do crescimento radicular com a atividade mitótica pode ser característica apenas em um curto tempo de exposição das plantas (KOTELNIKOVA et al., 2019). Visto que Wang et al. (2011) observaram ausência dessa correlação para *Vicia faba* em teste com La após 15 dias de exposição.

Xu et al. (2016) realizaram análise citogenética de *Allium sativum* L. e mostraram que o IM diminuiu gradualmente com o aumento da concentração de Ce e inibiu o crescimento de raízes, o que pode indicar que as diminuições do IM podem ser fatores na inibição do crescimento radicular expostos a concentrações mais elevadas de Ce (> 100 µM).

No presente trabalho, em Latossolo, foi observado uma redução no IM na maior dose de Ce (2051,7 mg kg⁻¹), dose a qual apresentou uma redução no crescimento das raízes e parte aérea das espécies estudadas, o que corrobora com o trabalho de Xu et al. (2016), porém essa redução não ocorreu gradualmente. Isso pode indicar que possivelmente o Ce em altas concentrações apresenta efeitos fitotóxicos por ação mitodepressiva.

Porém no presente trabalho, essa correlação de IM e comprimento das plântulas foram mostrados apenas em Latossolo. Em Cambissolo e Solo Artificial não foi possível estabelecer essa relação. Kotelnikova et al. (2019), também utilizando *Allium cepa*, observaram essa correlação apenas em teste com soluções de ETR, e sugeriram que no caso de testes de solo, esta relação é provavelmente mascarada por outros fatores, o que pode ter ocorrido para Cambissolo e Solo Artificial no presente estudo.

Liman et al. (2019), observaram que o IM diminuiu em todas as concentrações de micropartículas e nanopartículas de CeO₂ (12,5; 25; 50 e 100ppm), utilizando *Allium cepa*. A resposta diferente do Ce nesse trabalho ao se comparar com o presente estudo, pode ter ocorrido devido ao efeito antiproliferativo das micropartículas e nanopartículas de Ce, e pelo fato que o Ce quando introduzido no solo, aparentemente se torna menos tóxico para as células (KOTELNIKOVA et al., 2019).

A diminuição do IM pode ter ocorrido devido à inibição da síntese de DNA (SUDHAKAR et al., 2001) ou bloqueio da fase G2, impedindo a entrada da célula em mitose (EL-GHAMERY et al., 2000) ou inibição mitótica dos produtos químicos (SHARMA; VIG, 2012).

Contudo, o mecanismo da ação do cério na estrutura celular e no ciclo celular ainda não é bem elucidado (KOTELNIKOVA et al., 2019).

6.2.2 Alterações cromossômicas

A análise da frequência de diferentes tipos de alterações cromossômicas ampliam informações sobre a ação de elementos potencialmente genotóxicos (KOTELNIKOVA et al., 2019). Xu et al. (2016) observaram a presença de anormalidades cromossômicas em relação ao número total de células avaliadas, como cromossomos atrasados, aderentes, pontes e fragmentos em concentrações mais elevadas de Cério. Anormalidades semelhantes foram observadas em células meristemáticas de raiz de *A. cepa* no presente estudo, indicando que o Ce pode causar quebras nas fibras do fuso (XU et al., 2016). Porém, os autores observaram frequências mais altas e diferenças significativas em relação ao controle, o que não foi observado no presente estudo.

Kotelnikova et al. (2019) mostraram que as alterações cromossômicas em *Allium cepa*, assim como o IM, foram menos pronunciados em solos comparado com os efeitos utilizando soluções de Ce, que pode ser uma possível explicação para as baixas frequências de alterações no presente estudo. Assim, o Ce quando introduzido no solo, aparentemente se torna menos tóxico para as plantas, mas apesar disso, eles podem permanecer tóxico em relação ao crescimento das plantas em altas concentrações de Ce em solos contaminados (THOMAS et al., 2014).

Alta concentração de Ce afetaram severamente a permeabilidade da membrana celular em mudas de arroz (XU et al. 2014). Estes resultados podem indicar que a alta concentração de Ce danifica a membrana plasmática, e pode impactar ainda mais a acumulação e distribuição desses elementos e do fluxo de nutrientes em folhas e raízes de *A. sativum*.

No geral, no presente trabalho, foram observadas alterações de ação aneugênica, como cromossomos atrasados, perdidos, não orientados, aderentes, c-metáfases, poliploidia e alterações de efeito clastogênico, como pontes e fragmentos.

Segundo Fernandes et al. (2007) a ação clastogênica advém de cromossomos quebrados durante a divisão celular, enquanto a ação aneugênica é uma consequência da inativação do fuso mitótico, o que leva a perdas de cromossomos inteiros, que se tornam ausentes no núcleo da célula principal (ANDRADE-VIEIRA et al. 2012; FERNANDES et al., 2007; FREITAS et al. 2016; LEME; MARIN-MORALES,2009). Uma interrupção ou má formação do fuso pode determinar uma segregação cromossômica inadequada quando células filhas são formadas, levando a anormalidades (SAUNDERS et al., 2000). Segundo Freitas et al. (2016), cromossomos também podem ser perdidos durante a divisão celular devido a inativação da região centromérica, impedindo que esse se ligue ao fuso mitótico.

Os cromossomos aderentes foram encontrados em maiores frequências, em relação as demais alterações cromossômicas, nos três solos estudados. Segundo Vieira e Silveira, (2018) esta alteração é considerada como grave, a qual pode não ser reparada pela célula, vindo a induzir a formação de núcleos condensados (NC). Elas são formadas devido a alterações na estrutura físico-química do DNA, proteínas, ou ambos, formados a partir de complexos junto com grupos fosfato do DNA, inter e intra- ligações e condensação de DNA (ANDRADE-VIEIRA et al., 2012; EL-GHAMERY et al., 2003). Esses fatores promovem a formação de aglomerados (ANDRADE-VIEIRA et al., 2012; BABICH et al., 1997), sendo considerada uma alteração altamente tóxica (Andrade et al., 2008) que dificulta a segregação das cromátides e impede a divisão celular normal, que pode levar ao processo de morte celular, evitando que o efeito seja passado para a próxima geração.

Apesar das frequências de anormalidades não terem apresentado valores elevados, estas alterações evidenciaram efeitos aneugênicos e clastogênicos.

6.2.3 Alterações nucleares

Todas as alterações já relatadas (Tabelas 10, 11 e 12), se persistentes e deletérias, podem ativar mecanismos de morte celular (VIEIRA; SILVEIRA 2018) e a observação de NC é uma evidência citológica que o composto testado pode induzir a morte celular (ANDRADE-VIEIRA et al. 2011).

A ocorrência de morte celular pode ser demonstrada pela presença de núcleos de intérfase altamente condensados (Figura 7 i), bastante arredondados com cromatina muito heterocromática, menores e, com coloração mais escura que os núcleos normais de intérfase

(ANDRADE et al., 2010; ANDRADE-VIEIRA et al., 2012). Esse mecanismo de morte celular está relacionado à destruição e posterior eliminação de células danificadas (DANON et al., 2000).

Como relatado, em Latossolo e Solo Artificial, a dose mais elevada de Ce apresentaram altas frequências de NC, indicando que possivelmente o Ce em altas concentrações se mostrou tóxico, sendo letal para as células.

6.2.4 Micronúcleos na região F1

O teste de MCN foi utilizado nesse trabalho, pois é o *endpoint* mais efetivo e simples para a análise de efeitos mutagênicos causados por compostos químicos, além de ser facilmente observados em células-filhas como uma estrutura semelhante ao núcleo principal, porém detamanho menor (VIEIRA; SILVEIRA 2018).

A região F1 das raízes é composta por células filhas, que resultam da divisão mitótica das células da região meristemática. Sendo assim, os MCN são facilmente observados em células dessa região (PALMIERI et al., 2016).

Os micronúcleos podem ser originados espontaneamente ou por indução, quando o organismo é exposto a um agente tóxico (HEDDLE et al., 1983), pode ser resultado de quebras cromossômicas (fragmentos acêntricos) ou cromossomos inteiros (perdas) que ocorreram nas células meristemáticas durante o ciclo celular sendo formados separadamente do núcleo principal da célula (MA; XU, 1986) por que não estarem ligados ao fuso durante ciclo celular (FENECH; CROTT, 2002).

A célula pode ainda sofrer um processo de ampliação do material genético, o qual é expulso na forma de micronúcleos que podem desenvolver minicélulas, sendo possível que as células restabeleçam sua viabilidade, já que seu conteúdo nuclear seria normalizado (FERNANDES et al., 2007). Nesse caso, como o excesso de material pode ser eliminado do núcleo principal em forma de micronúcleo, ele pode ser um indicador da manutenção da fisiologia celular (SHIMIZU et al., 2000).

Logo, a avaliação de MCN na região F1 permite verificar se as alterações estão sendo corretamente reparadas, pois àquelas que possam provocar qualquer tipo de fragmentação ou quebra no material genético podem ser expressas, na próxima geração, na forma de micronúcleos. Portanto, a avaliação conjunta dessas duas regiões da raiz (meristemática e F1)

se faz viável para acessar os principais danos ocasionados pelas substâncias potencialmente tóxicas às células (PALMIERI et al., 2016).

A ocorrência de micronúcleos, de acordo com vários autores pode ser interpretada como consequência de efeitos tanto aneugênicos como clastogênicos (WALKER et al., 1996; HAYASHI et al., 1998; FENECH et al., 2003; ÇAVAS; ERGENE-GÖZÜKARA, 2005; FERNANDES et al., 2007; YI; MENG, 2003), sendo o micronúcleo considerado um indicativo de efeito mutagênico da ação tóxica.

No presente trabalho, principalmente em Latossolo e Solo Artificial, a formação de MCN induzido pelo Ce, pode ser um indicativo de ação mutagênica, devido à origem desse MCN.

Embora foi observado uma mudança insignificante na citotoxicidade do solo contendo Ce, é extremamente necessário continuar estudando o comportamento dos lantanídeos no sistema solo-planta.

7 CONCLUSÃO

As espécies testadas apresentaram diferentes respostas em relação à germinação e desenvolvimento inicial nos diferentes solos contaminados com Ce.

A espécie *Lactuca sativa* demonstrou maior sensibilidade quando germinada em solos tratados com Ce. Enquanto *A. cepa* apresentou baixa germinação em Latossolo e Cambissolo, mostrando não ser um bom modelo para testes de germinação em solos.

A germinação das sementes de feijão e milho foram menos afetadas pelas doses de Ce aplicadas, podendo ser menos sensíveis a esse elemento.

Doses elevadas de Ce induziram menores crescimentos nas plântulas nos três tipos de solos, principalmente em Latossolo.

Latossolo apresentou maior potencial para induzir fitotoxicidade de Ce em plantas, devido à possível fitodisponibilidade de Ce nesse solo, que pode ser explicada pelo baixos pH e CTC.

O Ce se mostrou genotóxico apenas nas maiores doses em Solo Artificial.

Apesar das baixas frequências de AC e MCN em células meristemáticas, mesmo nas maiores concentrações, observou-se MCN em células da região F1, revelando um efeito mutagênico.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ACQUAVIVA, C.; PINES, J. The anaphase-promoting complex/ cyclosome: APC/C. **Journal of Cell Science**, v.119, p.2401– 2404, 2006.
- ADISA, I. O.; REDDY PULLAGURALA, V. L.; RAWAT, S.; HERNANDEZ-VIEZCAS, J. A.; DIMKPA, C. O.; ELMER, W. H.; GARDEA-TORRESDEY, J. L. Role of cerium compounds in Fusarium wilt suppression and growth enhancement in tomato (*Solanum lycopersicum*). **Journal of agricultural and food chemistry**,v.24, n.66, p.5959-5970, 2018.
- ALLOWAY, B. **Heavy Metals in Soils**, 2nd Edition; Blackie Academic & Professional: UK, 1995.
- ALTENBURGER, R.; SCHMITT-JANSEN, M. Chapter 5: Predicting toxic effects of contaminants in ecosystems using single species investigations. *Bioindicators & Biomonitors: Principles, Concepts and Applications. Trace Metals and other Contaminants in the Environment*. First edition. Oxford: **Elsevier**.v. 6, p. 153-198, 2003.
- ANDERSEN, C. P.; KING, G.; PLOCHER, M.; STORM, M.; POKHREL, L. R.; JOHNSON, M. G.; RYGIEWICZ, P. T. Germination and early plant development of ten plant species exposed to titanium dioxide and cerium oxide nanoparticles. **Environmental toxicology and chemistry**, v.35, n.9, p. 2223-2229, 2016.
- ANDRADE, L. F.; CAMPOS, J. M. S.; DAVIDE, L. C. Cytogenetic alterations induced by SPL (spent potliners) in meristematic cells of plant bioassays. **Ecotoxicology and Environmental Safety**. San Diego, v. 71, n. 3, p. 706–710, 2008.
- ANDRADE, L. F.; DAVIDE, L. C.; GEDRAITE, L. S. The effect of cyanide compounds, fluorides and inorganic oxides present in spent pot liner on germination and root tip cells of *Lactuca sativa*. **Ecotoxicology and Environmental Safety**,v.73, p.626-631, 2010.
- ANDRADE-VIEIRA, L. F.; BOTELHO, C. M.; LAVIOLA, B. G.; PALMIERI, M. J.; PRACA-FONTES, M. M. Effects of *Jatropha curcas* oil in *Lactuca sativa* root tip bioassays. **An. Acad. Bras. Ciênc.** Rio de Janeiro, v. 86, n. 1, p. 373-382, 2014.
- ANDRADE-VIEIRA, L.F.; CAMPOS, J.M.S.; DAVIDE, L.C. Effects of Spent Pot Liner on mitotic activity and nuclear DNA content in meristematic cells of *Allium cepa*. **J. Environ. Manag.**v.107, p.140–146, 2012.
- ANDRADE, L. F.; DAVIDE, L. C.; GEDRAITE, L. S. The effect of cyanide compounds, fluorides and inorganic oxides present in spent pot Liner on germination and root tip cells of *Lactuca sativa*. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, San Diego, n. 73, n. 4, p. 626-631, 2010.
- ANDRADE-VIEIRA, L.F.; FERREIRA, M.F.S.; BERNARDES P.M.; OLIVEIRA W.B.S. Toxicidade de Agrotóxicos: Uma abordagem Citogenética e Molecular. In: PRATISSOLI, D. et al. (Org.). **Tópicos Especiais em Produção Vegetal III**. 1. ed. Alegre: UFES, v. 3, p. 39-79, 2012.

ANI, T.; SARAPAA, O. Geochemistry and mineral phases of REE in Jammi carbonatite veins and fenites, southern end of the Sokli complex, NE Finland. **Geochem. Explor. Environ. Anal.** v.13, p. 217–224, 2013.

ANTONIASSI, J. L.; ULIANA, D.; KAHN, H.; LÉ TASSINARI, M. M. M.; ULSEN, C. Assessment and characterization of REE minerals from an álcali carbonatitic complex. Proceedings of the 11th International Congress for Applied Mineralogy (ICAM). **Springer Geochemistry/Mineralogy**, v. 186, p. 173, 2015.

ARAGÃO, F. B.; BERNARDES, P. M.; FERREIRA, A.; DA SILVA FERREIRA, M. F.; ANDRADE-VIEIRA, L. F. Cyto (geno) toxicity of Commercial Fungicides Based on the Active Compounds Tebuconazole, Difenconazole, Procymidone, and Iprodione in *Lactuca sativa* L. Meristematic Cells. **Water, Air, & Soil Pollution**, v.230, n.1, p.25, 2019.

ARAGÃO, F. B. **Prospecção da toxidade e a atividade enzimática de fungicidas por meio de bioensaios com *Lactuca sativa***. Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal)- Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória, p.94, 2017.

ASSAD, M.; TATIN-FROUX, F.; BLAUDEZ, D.; CHALOT, M.; PARELLE, J. Accumulation of trace elements in edible crops and poplar grown on a titanium ore landfill. **Environ. Sci. Pollut. Res.** v.24, p.5019–5031, 2017.

BABICH, H.; SEGALL, M.A.; FOX, K.D. The *Allium* test – A simple, eukaryote genotoxicity assay. **The American Biology Teacher**. v.5, n.9, p.580-583, 1997.

BABULA, P.; ADAM, V.; OPATRILOVA, R.; ZEHNALÉK, J.; HAVEL, L.; KIZEK, R. Uncommon heavy metals, metalloids and their plant toxicity: a review. **Environ Chem Lett**. v.6, p. 189–213, 2008.

BADERNA, D.; MAGGIONI, S.; BORIANI, E.; GEMMA, S.; MOLTENI, M., LOMBARDO, A.; BENFENATI, E. A combined approach to investigate the toxicity of an industrial landfill's leachate: chemical analyses, risk assessment and in vitro assays. **Environ. Res.** San Diego, v. 111, n. 4, p. 603–613, 2011.

BARBIERI, A. P. P.; ESPÍNDOLA, M. C. G.; MENEZES, N. L. D.; HENRIQUE, D. F. S. Lettuce seeds treated with cerium and lanthanum aqueous solutions. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.43, n. 1, p. 104-109, 2013.

BECKWITH, R.; BUTLER, J. Aspects of the chemistry of soil organic matter. In *Soils, an Australian Viewpoint*; **Division of Soils**, Canberra, Australia, v.35, p.561–581, 1993.

BELLING, J. On Counting Chromosomes in Pollen-Mother Cells. **The American Naturalist**. Chicago, v. 55, p. 573-574, 1921.

BARRIOS, A. C.; RICO, C. M.; TRUJILLO-REYES, J.; MEDINA-VELO, I. A.; PERALTA-VIDEA, J. R.; GARDEA-TORRESDEY, J. L. Effects of uncoated and citric acid coated cerium oxide nanoparticles, bulk cerium oxide, cerium acetate, and citric acid on tomato plants. **Science of The Total Environment**, v.563, p.956-964, 2016.

BERNARDES, P. M.; ANDRADE-VIEIRA, L. F.; ARAGÃO, F. B.; FERREIRA, A.; DA SILVA FERREIRA, M. F. Toxicity of difenoconazole and tebuconazole in *Allium cepa*. **Water, Air and Soil Pollution**. Amsterdam, v. 226, n.207, p. 1-11, 2015.

BONANNO, G. Ecotoxicology and environmental safety comparative performance of trace element bioaccumulation and biomonitoring in the plant species *Typha domingensis*, *Phragmites australis* and *Arundo donax*. **Ecotoxicol. Environ. Saf.** v.97, p. 124–130, 2013.

BRADFIELD, S. J.; KUMAR, P.; WHITE, J. C.; EBBS, S. D. Zinc, copper, or cerium accumulation from metal oxide nanoparticles or ions in sweet potato: yield effects and projected dietary intake from consumption. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 110, p. 128-137, 2017.

BRIOSCHI, L.; STEINMANN, M.; LUCOT, E.; PIERRET, M. C.; STILLE, P.; PRUNIER, J.; BADOT, P. M. Transfer of rare earth elements (REE) from natural soil to plant systems: implications for the environmental availability of anthropogenic REE. **Plant Soil**, v. 63, p.366:143, 2013.

BRUSICK, D.J. Principles of Genetic Toxicology. New York: **Plenum Press**, p.284, 1987.

CAI, L.; NYACHOTI, C.M.; HANCOCK, J.D.; LEE, J.Y.; KIM, Y.H.; LEE, D.H.; KIM, I.H.. Rare Earth element-enriched yeast improved egg production and egg quality in laying hens in the late period of peak egg production. **J. Anim. Physiol. Anim. Nutr.** p.1–7, 2015.

CAMPANA, M.A.; PANZERI, A.M.; MORENO, V.J.; DULOUT, F.N. Micronuclei induction in *Rana catesbeiana* tadpoles by the pyrethroid insecticide lambda-cyhalothrin. **General Molecular Biology**, São Paulo, v.26, n. 1, p. 99-103. 2003.

CANCHUMANI, G. A. L., Avaliação do ciclo de vida - ACV da produção de elementos terras raras. **V Jornada do Programa de Capacitação Interna – CETEM**, Rio de Janeiro, 2016.

CAO, X.; CHEN, Y.; WANG, X.; DENG, X. Effects of redox potential and pH value on the release of rare earth elements from soil. **Chemosphere** v.44, p.655–661, 2001.

CAO, Z.; ROSSI, L.; STOWERS, C.; ZHANG, W.; LOMBARDINI, L.; MA, X. The impact of cerium oxide nanoparticles on the physiology of soybean (*Glycine max* (L.) Merr.) under different soil moisture conditions. **Environmental Science and Pollution Research**, v.25, n.1, p. 930-939, 2018.

CARDOZO, T. R.; ROSA, D. P.; FEIDEN, I. R.; ROCHA, J.A.V. N.C.; D'AVILA DE OLIVEIRA, T.S.; PEREIRA, T.F.; PASTORIZA, D.M.; MARQUES, C.T.; LEMOSA, N.R.; TERRA, V.M.F. Genotoxicity and toxicity assessment in urban hydrographic basins. **Mutation Research** v.603, p-83-96, 2006.

CAROLIN, C.F.; KUMAR, P.S.; SARAVANAN, A.; JOSHIBA, G.J.; NAUSHAD, M.. Efficient techniques for the removal of toxic heavy metals from aquatic environment: a review. **J. Environ. Chem. Engineering** v.5, p. 2782–2799, 2017.

- CARPENTER, D.; BOUTIN, C.; ALLISON, J. E.; PARSONS, J. L.; ELLIS, D. M. Uptake and effects of six rare earth elements (REEs) on selected native and crop species growing in contaminated soils. **PLoS One**, v.10, n.6, 2015.
- CASTRO, R. O.; TRUJILLO, M. M.; BUCIO, J. L.; CERVANTES, C.; DUBROVSKY, J. Effects of dichromate on growth and root system architecture of *Arabidopsis thaliana* seedlings. **Plant Sci.**,v.172, p.684, 2007.
- CAVALCANTE, F.; BELVISO, C.; PICCARRETA, G.; FIORE, S. Grain-size control on the rare Earth elements distribution in the late diagenesis of cretaceous shales from the Southern apennines (Italy). **J. Chemother.**p.1–11, 2014.
- CHENG, J. Z.; CHE, L. P. Current mining situation and potential development of rare earth in China. **Chinese RareEarths**,v. 31, p. 65–69,2010.
- CLARKSON, D.T.; SANDERSON, J. The uptake of a polyvalent cation and its distribution in root apices of *Allium cepa*, tracer and autoradiographic studies, **Planta**, v.89, p.136-154, 1969.
- Comission on Nomenclature of Inorganic Chemistry. **J. Am. Chem. Soc.** v.82, p. 5523, 1960.
- CONSTANTIN, M. J.; OWENS, E. T. Introduction and perspectives of plantgenetic and cytogenetic assays, **Mutation Research**v.99, p.1-12, 1982.
- COTTON, S. Lanthanide and actinide chemistry. **John Wiley & Sons Ltd.** v.23, p.33, 2006.
- CUI, D.; ZHANG, P.; MA, Y.; HE, X.; LI, Y.; ZHANG, J. ZHANG, Z. Effect of cerium oxide nanoparticles on asparagus lettuce cultured in an agar medium. **Environmental Science: Nano**, v. 1, n. 5, p. 459-465, 2014.
- ÇAVAŞ, T.; ERGENE-GÖZÜKARA, S. Induction of micronuclei and nuclear abnormalities in *Oreochromis niloticus* following exposure to petroleum refinery and chromium processing plant effluents. **Aquatic Toxicology**, v.74, n.3, p.264-271, 2005.
- ÇAVUŞOĞLU, K.; KAYA, A.; YILMAZ, F.; YALÇIN, E. Effects of cypermethrin on *Allium cepa*. **Environ Toxicol**v.27, p.583–589, 2012.
- D' AQUINO, L.; DE PINTO M.C.; NARDI L.; MORGANA M.; TOMMASI F. Effect of some light rare earth elements on seed germination, seedling growth and antioxidant metabolism in *Triticum durum*. **Chemosphere**, v.75, n.7.p. 900–905, 2009.
- D'AQUINO, L.; TOMMASI, F. Rare earth elements and microorganisms. In: Pagano, G. (Ed.), Rare Earth Elements in Human and Environmental Health: At the Crossroad Between Toxicity and Safety. **Pan Stanford Publishing Pte. Ltd.**, p. 127–141, 2017.
- DANON, A.; DELORME, V.; MAILHAC, N.; GALLOIS, P.R. Plant programmed cell death: A common way to die. **Plant Physiology and Biochemistry**.v.38, p.647-655, 2000.
- DE BOER, M.A.; LAMMERTSMA, K. Scarcity of rare earth elements. **Chem Sus Chem**, v. 6, p. 2045–2055, 2013.

DE FRANÇA, E. J.; DE NADAI FERNANDES, E. A.; TURRA, C.; BACCHI, M. A.; ELIAS, C.; TAGLIAFERRO, F.; FIGUEIRA, R. Survey of lanthanoids in plants from a tropical region. *Int J Environ Heal.*, v. 5, n.1–2, p. 32–48, 2011.

DE OLIVEIRA, C.; RAMOS, S. J.; SIQUEIRA, J. O.; FAQUIN, V.; DE CASTRO, E. M.; AMARAL, D. C.; GUILHERME, L. R. Bioaccumulation and effects of lanthanum on growth and mitotic index in soybean plants. *Ecotoxicology and environmental safety*, v.122, p.136-144, 2015.

DE-SERRES, F. J. Preface: Higher plants as effective monitors of environmental mutagens, *Mutation Research* v.270, p.1-3, 1992).

DIAMOND, J. Collapse: How Societies Choose to Fail or Survive. *Environmental History*, n.3, p.538-540, 2005.

DIATLOFF, E.; ASHER, C.J.; SMITH, F.W. Use of GEOCHEM-PC to predict rare earth element (REE) species in nutrient solutions, *Plant and Soil*, v.156, p.251-254, 1993.

DIATLOFF, E.; SMITH, F.W.; ASHER, C.J. Effects of lanthanum and cerium on the growth and mineral nutrition of corn and mungbean. *Ann Bot*, v. 101, p. 971–982, 2008.

DIATLOFF, E.; SMITH, F.W.; ASHER, C.J. Rare earth elements and plant growth: I. Effects of lanthanum and cerium on root elongation of corn and mungbean. *J. Plant Nutr.* v.18, n.10, p.1963–1976, 1995.

DIEHL, L.O.; GATIBONI, T.L.; MELLO, P.A.; MULLER, E.I.; DUARTE, F.A. FLORES, E.M.M. Ultrasound-assisted extraction of rare-earth elements from carbonatite rocks. *Ultrason. Sonochem.* p.24–29, 2018.

DINALI, G. S. **Elementos terras raras em materiais derivados da indústria de fosfatos.** Dissertação (mestrado) –Universidade Federal de Lavras. 2014.

DNPM, B. D. **Sumário Mineral**(ISS 01012053) v.1, p.41, Brasília, 2015.

DONG, W. M.; WANG, X. K.; BIAN, X. Y.; WANG, A. X.; DU, J. Z.; TAO, Z. Y. Comparative study on sorption/desorption of radioeuropium on alumina, bentonite and red earth: effects of pH, ionic strength, fulvic acid, and iron oxides in red earth. *Appl. Radiat. Isotopes* n.54, p.603–610, 2001.

DOS REIS, G. B.; ANDRADE-VIEIRA, L. F.; DE CAMPOS MORAES, I.; CÉSAR, P. H. S.; MARCUSSI, S.; DAVIDE, L. C. Reliability of plant root comet assay in comparison with human leukocyte comet assay for assessment environmental genotoxic agents. *Ecotoxicology and environmental safety*, v. 142, p. 110-116, 2017.

DOS SANTOS, F. E.; CARVALHO, M. S. S.; SILVEIRA, G. L.; CORREA, F. F.; DAS GRAÇAS CARDOSO, M.; ANDRADE-VIEIRA, L. F.; VILELA, L. R. Phytotoxicity and cytogenotoxicity of hydroalcoholic extracts from *Solanum muricatum* Ait. and *Solanum betaceum* Cav. (Solanaceae) in the plant model *Lactuca sativa*. *Environmental Science and Pollution Research*, v.1, p.11, 2018.

- EIRA, M. T. S.; MARCOS FILHO, J. Condicionamento osmótico de sementes de alface. *Lactuca sativa*, 1990.
- EL-GHAMERY, A.A.; EL-NAHAS, A.I.; MANSOUR, M.M. The action of atrazine herbicide as an indicator of cell division on chromosomes and nucleic acid content in rootmeristems of *Allium cepa* and *Vicia faba*. **Cytologia** v.65, n.3, p.277–287, 2000.
- EL-GHAMERY, A.A.; EL-KHOLY, M.A.; EL-YOUSER, M.A.A. Evaluation of cytological effects of Zn^{2+} in relation to germination and root growth of *Nigella sativa* L. and *Triticum aestivum* L. **Mutation Research**. v..537, n.1, p.29-41, 2003.
- EL-RAMADY, H. R. H. **A contribution on the bio-actions of rare earth elements in the soil/plant environment**. Thesis (Ph.D. in Science) - Fakultät für Lebenswissenschaften der Technischen Universität Carolo, Wilhelmina Brunsvique, 2011.
- ESPINDOLA, M. C. G.; DE MENEZES, N. L.; BARBIERI, A. P. P. Efeito do cério na qualidade fisiológica de sementes de milho e no desempenho agrônômico das plantas. **Bioscience Journal**., v. 29, n.7, p.1501, 2013.
- FASHUI, H. Study on the mechanism of cerium nitrate effects on germination of aged rice seed. **Biol. Trace Elem. Res.**; v.87, n.1-3, p. 191-200, 2002.
- FELEAFEL, M.N.; MIRDAD, Z.M. Hazard and effects of pollution by lead on vegetable crops. **J. Agric. Environ. Ethics** v.26, p.547–567, 2013.
- FENECH, M.; CROTT, J. W. Micronuclei, nucleoplasmic bridges and nuclear buds induced in folic acid deficient human lymphocytes—evidence for breakage–fusion–bridge cycles in the cytokinesis-block micronucleus assay. **Mutation Research/Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis**, v.504, n.1-2, p.131-136, 2002.
- FERNANDES, T.C.C.; MAZZEO, D.E.C.; MARIN-MORALES, M.A. Mechanism of micronuclei formation in polyploidized cells of *Allium cepa* exposed to trifluralin herbicide. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.88, p.252-259, 2007.
- FISKESJÖ, G. The *Allium* test as a standard in environmental monitoring. **Hereditas** v. 102, p. 99–112, 1985.
- FORSYTH, M.; HINTON, B. (Ed.). Rare Earth- based corrosion inhibitors. Cambridge: **Elsevier**, p. 347, 2014.
- FREITAS, A. S.; CUNHA, I. M. F.; ANDRADE-VIEIRA, L. F.; TECHIO, V. H. Effect of SPL (Spent Pot Liner) and its main components on root growth, mitotic activity and phosphorylation of Histone H3 in *Lactuca sativa* L. **Ecotoxicology and environmental safety**, v.124, p.426-434, 2016.
- FU F.; AKAGI T.; SHINOTSUKA K. Distribution pattern of rare earth elements in fern: implication for intake of fresh silicate particles by plants. **Biol Trace Elem Res**, 1998.

- FUSCONI, A.; REPETTO, O.; BONA, E.; MASSA, N.; GALLO, C.; DUMAS-GAUDOT, E.; BERTA, G. Effects of cadmium on meristem activity and nucleus ploidy in roots of *Pisum sativum* L. cv. Frisson seedlings. **Environ. Exp. Botany** v.58, n.1-3, p.253–260, 2006.
- FU, Y.; LI, F.; XU, T.; CAI, S.; CHU, W.; QIU, H.; XU, Q. Bioaccumulation, subcellular, and molecular localization and damage to physiology and ultrastructure in *Nymphoides peltata* (Gmel.) O. Kuntze exposed to yttrium. **Environ. Sci. Pollut. Res.** v. 21, p. 2935–2942, 2014.
- GAO, J. L.; WU, M.; WANG, X.; ZHANG, Y. Z.; JIANG, F. L.; LIU, Y.; DAI, J. Membrane permeability transition and dysfunction of rice mitochondria effected by Er(III). **J Membr Biol.**, v. 248, p. 39–46, 2015.
- GAO, Y.; ZENG, F.; YI, A.; PING, S.; JING, L. Research of the entry of rare earth elements Eu^{3+} and La^{3+} into plant cell. **Biol Trace Elem Res.**, v. 91, n.65, p.253, 2003.
- GONZÁLEZ, V.; VIGNATI, D. A.; PONS, M. N. Environmental fate and ecotoxicity of lanthanides: Are they a uniform group beyond chemistry? **Environ Intern.** v. 71, p. 148–157, 2014.
- GRANT, W.F. Chromosome aberrations in plants as a monitoring system. **Environmental Health Perspectives**, v. 27, p.37-43, 1978.
- GRANT, W.F. Chromosome aberration assays in *Allium*, A report of the US Environmental Protection Agency Gene-Tox Program, **Mutation Res.**, v.99, p.273-291, 1982.
- GRANT, W. F. Higher plant assays for the detection of chromosomal aberrations and gene mutations—a brief historical background on their use for screening and monitoring environmental chemicals. **Mutation Research**. Amsterdam, v. 426, n. 2, p. 107-112, 1999.
- GRANT, W. F. The present status of higher plant bioassays for the detection of environmental mutagens. **Mutation Research**, Amsterdam, v. 310, n. 2, p. 175– 185, 1994.
- GUEROULT, R., RAX, J., FISCH, N.J., Opportunities for plasma separation techniques in rare earth elements recycling. **J. Clean. Prod.** n.182, p. 1060–1069, 2018.
- GUI, X.; ZHANG, Z.; LIU, S.; MA, Y.; ZHANG, P.; HE, X.; LIU, L. Fate and phytotoxicity of CeO_2 nanoparticles on lettuce cultured in the potting soil environment. **PloS one**, v. 10, n. 8, p.134-261, 2015.
- GUO, X.; ZHOU, Q.; LU, T.; FANG, M.; HUANG, X. Distribution and translocation of ^{141}Ce (III) in horseradish. **Ann Bot.**, v. 100, n. 65, p.1459, 2007.
- GU, Z. M.; WANG, X. R.; CHENG, J.; WANG, L. S.; DAI, L. M. Effects of sulfate on speciation and bioavailability of rare earth elements in nutrient solution. **Chem. Spec. Bioavailab.** n.12, p. 53–58, 2000.
- GWENZI, W.; MANGORI, L., DANHA, C.; CHAUKURA, N.; DUNJANA, N.; SANGANYADO, E. Sources, behaviour, and environmental and human health risks of high-technology rare earth elements as emerging contaminants. **Science of The Total Environment**, n.636, p. 299-313, 2018.

HABASHI, F. Extractive metallurgy of rare earths. *Can. Metall. Q.* v.3, n.52, p. 224–233, 2013.

HAMEED, A.; RASOOL, S.; AZOOZ, M.M.; HOSSAIN, M.A.; AHANGER, M.A.; AHMAD, P. Heavy metal stress: plant responses and signaling, in: **Plant Metal Interaction**. Elsevier Inc., p. 557–583, 2016.

HARTUNG, T. Toxicology for the twenty-first century. *Nature* v.9, n.460, p.208–212, 2009.

HAYASHI, M.; UEDA, T.; UYENO, K.; WADA, K.; KINAE, N. SAOTOME, K.; SOFUNI, T. Development of genotoxicity assay systems that use aquatic organisms. **Mutation Research/Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis**, v.399, n.2, p.125–133, 1998.

HAYES-LABRUTO, L.; SCHILLEBEECKX, S. J.; WORKMAN, M.; SHAH, N. Contrasting perspectives on China's rare earth policies: reframing the debate through a stakeholder lens. **Energy Policy**. v. 63, p. 55–68, 2013.

HEDDLE, J. A.; HITE, M.; KIRKHART, B.; MAVOURNIN, K.; MACGREGOR, J. T.; NEWELL, G. W.; SALAMONE, M. F. The induction of micronuclei as a measure of genotoxicity: A report of the US Environmental Protection Agency Gene-Tox Program. **Mutation Research/Reviews in Genetic Toxicology**, v.123, n.1, p.61–118, 1983.

HE, Y.; LOH, C. Cerium and lanthanum promote floral initiation and reproductive growth of *Arabidopsis thaliana*. **Plant Science**. v.159, n.1, p.117–124, 2000.

HE, M.L.; WEHR, U.; RAMBECK, W.A. Effect of low doses of dietary rare earth elements on growth performance of broilers. **J. Anim. Physiol. Anim. Nutr.** v. 94, p. 86–92, 2010.

HIDAYAH, N.N.; ABIDIN, S.Z. The evolution of mineral processing in extraction of rare earth elements using solid-liquid extraction over liquid-liquid extraction: a review. **Miner. Eng.** v.112, p. 103–113, 2017.

HONG, F.; QU, C.; WANG, L. Cerium improves growth of maize seedlings via alleviating morphological structure and oxidative damages of leaf under different stresses. **Journal of agricultural and food chemistry**, v.65, n.41, p.9022–9030, 2017.

HONG, J.; WANG, L.; SUN, Y.; ZHAO, L.; NIU, G.; TAN, W.; GARDEA-TORRESDEY, J. L. Foliar applied nanoscale and microscale CeO₂ and CuO alter cucumber (*Cucumis sativus*) fruit quality. **Science of The Total Environment**, v. 563, p. 904–911, 2016.

HU, X.; DING, Z.; CHEN, Y.; WANG, X.; DAI, L. Bioaccumulation of lanthanum and cerium and their effects on the growth of wheat (*Triticum aestivum* L.) seedlings. **Chemosphere**, v.48, n.6, p.621–629, 2002.

HU, Z.; HANEKLAUS, S.; SPAROVEK, G.; SCHNUG, E. Rare earth elements in soils. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v.37, n.9–10, p.1381–1420, 2006.

HU, Z.; RICHTER, H.; SPAROVEK, G.; SCHNUG, E. Physiological and biochemical effects of rare earth elements on plants and their agricultural significance: a review. **Journal of plant nutrition**, v.27, n.1, p.183-220, 2004.

HURST, C. China's rare earth elements industry: What can the West learn? Institute for the Analysis of Global Security (IAGS). U.S. Army Foreign Military Studies Office, Fort Leavenworth, KS. 2010.

HURST, C. A. China's ace in the hole. U.S. Geological Survey National Minerals Information Center. **Jt Force Q.**, v. 59, n.9, p. 121, 2010.

INNOCENZI, V.; DE MICHELIS, I.; KOPACEK, B.; VEGLIÒ, F. Yttrium recovery from primary and secondary sources: a review of main hydrometallurgical processes. **Waste Manag.**v.7, n.34, p. 1237–1250, 2014.

ISO 11269-1. Soil quality. **Determination of the effects of pollutants on soil flora**, Part 1: Method for the measurement of inhibition of root growth, 1993.

IUPAC. Nomenclature of inorganic chemistry. Recommendations Connelly NG et al., editors. 2005.

IZATT, R.M.; IZATT S.R.; BRUENING, R.L.; IZATT, N.E.; MOYER, B.A. Challenges to achievement of metal sustainability in our high-tech society. **Chem Soc Rev.**v. 43, p. 2451–2475, 2014.

JIANG, J.; HU, J.; XIE, Z.; CAO, Q.; MA, D.; HAN, Y.; LI, Z. The trivalent cerium-induced cell death and alteration of ion flux in sweetpotato [*Ipomoea batatas* (L.) Lam]. **Journal of Rare Earths**, v.35, n.12, p.1273-1282, 2017.

JORJANI E.; SHAHBAZI M. The production of rare earth elements group via tributyl phosphate extraction and precipitation stripping using oxalic acid. **Arab J Chem King Saud University**. v. 2, p. 433–598, 2012.

KABATA- PENDIAS S. A. **Trace elements in soils and plants**. 4^a ed. Boca Raton: CRC, p. 534, 2011.

KATAOKA, T.; STEKELENBURG, A.; NAKANISHI, T. M.; DELHAIZE, E.; RYAN, P. R. Several lanthanides activate malate efflux from roots of aluminium-tolerant wheat. **Plant Cell Environ.** v. 25, p. 453–460, 2002.

KHANNA, N.; SHARMA, S. Allium cepa root chromosomal aberration assay: a review. **Indian J. Pharm**, v.1, p.3, 2013.

KIM, M.; MIN, H.G.; LEE, S.H.; KIM, J.G. A comparative study on poaceae and leguminosae forage crops for aided phytostabilization in trace-element-contaminated soil. **Agronomy** v.8, p.105, 2018.

KOLTUN, P.; THARUMARAJAH, A. Life cycle impact of rare earth elements. **ISRN Metallurgy**, v. 2014, p.1-10, 2014.

KOOPMAN, C.; WITKAMP, G.J. Extraction of lanthanides from the phosphoric acid production process to gain a purified gypsum and a valuable lanthanide byproduct. **Hydrometallurgy** n.58, p.51–60, 2000.

KOTELNIKOVA, A.; FASTOVETS, I.; ROGOVA, O.; VOLKOV, D. S.; STOLBOVA, V. Toxicity assay of lanthanum and cerium in solutions and soil. **Ecotoxicology and environmental safety**, v.167, p.20-28, 2019.

LEME, D. M.; MARIN-MORALES, M. A. *Allium cepa* test in environmental monitoring: A review on its application. **Mutation Research**. Amsterdam, v. 682, n. 1, p. 71–81, 2009.

LE MOS, L. R.; DOS SANTOS, D. F.; BUENO, P. V. Lixo tecnológico no Brasil e no mundo. **ANAIS-ENCONTRO CIENTÍFICO DE ADMINISTRAÇÃO, ECONOMIA E CONTABILIDADE**, v. 1, n. 1, 2015.

LIANG, T.; LI, K.; WANG, L. State of rare earth elements in different environmental components in mining areas of China. **Environ Monit Assess**. v. 186, p. 1499–1513, 2014.

LIMA, F. M. S. ; ALVARADO, L. M. T. ; CANCHUMANI, G. L. Avaliação dos sistemas de abastecimento brasileiro de terras raras e a sua representação no sistema multi-oferta mundial. In: XIV CLADS, 2016, SÃO PAULO. **CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE DINÂMICA DE SISTEMAS**, 2016.

LIMA, I. B.; LEAL FILHO, W.; Rare earths industry technological, economic, and environmental implications. **Elsevier**. Amsterdam.p. 437, 2016.

LIMAN, R.; ACIKBAS, Y.; CIĞERCI, İ. H. Cytotoxicity and genotoxicity of cerium oxide micro and nanoparticles by *Allium* and Comet tests. **Ecotoxicology and environmental safety**, v.168, p.408-414, 2019.

LIMA, P. C. R. Terras-raras: Elementos estratégicos para o Brasil. **Consultoria Legislativa**. Brasília, 2012.

LIU, D.; WANG, X.; ZHANG, X.; GAO, Z. Effects of lanthanum on growth and accumulation in roots of rice seedlings. **Plan Soil Environ**. v. 59, p. 196–200, 2013.

LIU, D.; WANG, X.; LIN, Y.; CHEN, Z.; XU, H.; WANG, L. The effects of cerium on the growth and some antioxidant metabolisms in rice seedlings. **Environ Sci Pollut Res** v. 19, n. 91, p. 3282, 2012.

LIU, H. Y.; LIU, J. L. Effect of REEs on α -amylase induced by GA3 in the aleurone layer of wheat seed and their interaction. **Rare Metals**, Springer, v. 5, p. 61 – 66, 1985.

LIU, J.; HUANG, K.; WU, X., LIU, W.; SONG, W.; LIU, H. Extraction of rare earths using bubbling organic liquid membrane with un-saponified P507. **Hydrometallurgy** n.175, p. 340–347, 2018.

LIU, M.; HASENSTEIN, K. La^{3+} uptake and its effect on the cytoskeleton in root protoplasts of *Zea mays* L. **Plants**.v.220, n. 66, p. 658, 2005.

- LOELL, M.; REIHER, W.; FELIX-HENNINGSEN, P. Contents and bioavailability of rare earth elements in agricultural soils in Hesse (Germany). **J. Plant Nutr. Soil Sci.**v.174, p.644–654, 2011.
- MAESTRO, P.; HUGUENIN, D.: Industrial applications of rare earths: which way for the end of the century? **J Alloy Comp.**n.225, p.520–528, 1995.
- MAESTRO, P.; Materilas “Today and Tomorrow”.**Ed .Rhône – Poulenc**, Paris, 1997.
- MAGUIRE, J. D. Speed of germination-aid in selection evaluation for seedling emergence and vigour. **Crop Science**, Madison, v. 2, p. 176-199,1962.
- MAJUMDAR, S.; PERALTA-VIDEA, J. R.; BANDYOPADHYAY, S.; CASTILLO-MICHEL, H.; HERNANDEZ-VIEZCAS, J. A.; SAHI, S.; GARDEA-TORRESDEY, J. L.Exposure of cerium oxide nanoparticles to kidney bean shows disturbance in the plant defense mechanisms. **Journal of Hazardous Materials**, v. 278, p. 279-287, 2014.
- MA, J.; REN J., YAN, L.Y.Effects of spray application of lanthanum and cerium on yield and quality of chinese cabbage (*Brassica chinensis* L) based on different seasons. **Biol. Trace Elem. Res.** n. 160, p. 427–432, 2014.
- MAJUMDAR, S.; PERALTA-VIDEA, J. R.; TRUJILLO-REYES, J.; SUN, Y.; BARRIOS, A. C.; NIU, G.; GARDEA-TORRESDEY, J. L.Soil organic matter influences cerium translocation and physiological processes in kidney bean plants exposed to cerium oxide nanoparticles. **Science of the Total Environment**, v. 569, p. 201-211, 2016.
- MALUSZYNSKA, J; JUCHIMIUK, J. Plant genotoxicity: a molecular cytogenetic approach in plant bioassays. **Arhiv za higijenu rada i toksikologiju**, v.56, n.2, p.177-184, 2005.
- MARSHALL, J.; CORZO, A.; LEIGH, R.A.; SANDERS, D. Membrane potential-dependent calcium-transport in right-side-out plasma-membrane vesicles from *Zea mays* L. roots, **The Plant Journal**, v.5, p.683-694, 1994.
- MATEUCA, R.; LOMBAERT, N.; AKA, P.V.; DECORDER, I.; KRISCHVOLDERS, M. Chromosomal changes: induction, detection methods and applicability in human biomonitoring. **Biochimic**, v. 88, p. 1515-1531, 2006.
- MA, T.H.; XU, Z. Validation of a new protocol of the *Allium* micronucleus test for clastogens. **Environmental Mutagenesis**, v. 8, n. 6, p. 65-66, 1986.
- MA, T.H.; XU, Z.; XU, C.; MCCONELL, H.; RABAGO, E.V.; ARREOLA, H.; ZHANG, H. An improved *Allium/Vicia* root tip micronucleus assay for clastogenicity of environmental pollutants. **Mutation Research**, v.334, p.185-195, 1995.
- MATSUMOTO, S. T.; MANTOVANI, M.S.; MALAGUTTI, M.I.A.; DIAS, A.L.; FONSECA, I.C.; MARIN-MORALES, M.A. Genotoxicity and mutagenicity of water contaminated with tannery effluents, as evaluated by the micronucleus test and comet assay using the fish *Oreochromis niloticus* and chromosome aberrations in onion roottips. **Genetics and Molecular Biology**, v. 29, p. 148-158, 2006.

MATSUMOTO, S.T.; MARIN-MORALES, M. A. Mutagenic potential evaluation of the water of river that receives tannery effluent using the *Allium cepa* system. **Cytologia**, v.69, n.4, p.399-408, 2004.

MA, Y.; HE, X.; ZHANG, P.; ZHANG, Z.; DING, Y.; ZHANG, J.; ZHENG, L. Xylem and phloem based transport of CeO₂ nanoparticles in hydroponic cucumber plants. **Environmental science & technology**, v. 51, n.9, p.5215-5221, 2017.

MA, Y.; KUANG, L.; HE, X.; BAI, W.; DING, Y.; ZHANG, Z.; CHAI, Z. Effects of rare earth oxide nanoparticles on root elongation of plants. **Chemosphere**, v.78, n.3, p. 273-279, 2010.

MIGASZEWSKI, Z. M.; GAŁUSZKA, A. The characteristics, occurrence, and geochemical behavior of rare earth elements in the environment: a review. **Crit Rev Environ Sci Technol**. v. 45, n. 71, p.429, 2014.

MIGID, A.H.M.; AZAB, Y.A.; IBRAHIM, W.M. Use of plant genotoxicity bioassay for the evaluation of efficiency of algal biofilters in bioremediation of toxic industrialeffluent. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v.66, p.57-64, 2007.

MOHANDAS, T.; GRANT, W.F. Cytogenetic effects of 2,4-D and amitrole in relation to nuclear volume and DNA content in some higher plants. **Canadian Journal of Genetics and Cytology**, v.14, p. 773-783, 1972.

MONTEIRO, M.; SANTOS, C.; MANN, R. M.; SOARES, A. M.; LOPES, T. Evaluation of cadmium genotoxicity in *Lactuca sativa* L. using nuclear microsatellites. **Environmental and Experimental Botany**. Oxford, v. 60, p. 421–427, 2007.

MOREIRA, C. **Elementos terras raras em solos agrícolas com aplicações de fertilizante fosfatado e fosfogesso**. 100 f. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2014.

MOREIRA, C. G.; DE CARVALHO, T. S.; DE OLIVEIRA, C.; DE ABREU, L. B.; DE CASTRO, A. C. S.; RIBEIRO, P. G.; GUILHERME, L. R. G. Ecological risk assessment of cerium for tropical agroecosystems. **Chemosphere**, v.221, p.124-131, 2019.

NARWAL, S. S.; SAMPIETRO, D. A.; CATALÁN, C. A. N. Chapter 1: Laboratory Bioassays in Allelopathy. In: NARWAL et al. (Org.). **Plant Bioassays**. Texas: Studium Press Houston, p. 3-20, 2009.

NEUMANN, R., MEDEIROS, E.B. Comprehensive mineralogical and technological characterisation of the Araxá (SE Brazil) complex REE (Nb-P) ore, and the fate of its processing. **Int. J. Miner. Process.** v. 144, p. 1–10, 2015.

OECD, Guidelines for the testing of chemicals Test No. 208: **Terrestrial Plant Test: Seedling Emergence and Seedling Growth Test**, 2006.

OLIVEIRA, K. A. P.; MENEZES, M. A. B. C.; VON SPERLING, E.; JACOMINO, V. M. F. Transfer fator of rare Earth elements from phosphogypsum amended Brazilian tropical

soils to lettuce, corn and soybean. **The Journal of Solid Waste Technology and Management**, Philadelphia, v.38, n.3, p.202-210, 2012.

ORTIZ, C. E.; JÚNIOR, E. M. .Rare earth elements in the international economic scenario.**Revista Escola de Minas**, v.67, n.4, 2014.

PALMIERI, M. J. **Análise comparativa do efeito citotóxico do Spent Pot Liner (SPL) e seus principais componentes fracionais em células vegetais e humanas**. 2012. p. 119. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento de Plantas) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2012.

PALMIERI, M. J.; LUBER, J.; ANDRADE-VIEIRA, L. F.; DAVIDE, L. C. Cytotoxic and phytotoxic effects of the main chemical components of spent pot-liner: A comparative approach. **Mutation Research**. Amsterdam, v. 763, p. 30–35, 2014.

PALMIERI, M. J. **Lactuca sativa: bioindicador para análise do efeito genotóxico de peçonhas**. 2016. 152 p. Tese (Doutorado em Genética e Melhoramento de Plantas)- Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2016.

PANDARD, P.; DEVILLERS, J.; CHARISSOU, A. M.; POULSEN, V.; JOURDAIN, M. J.; FÉRARD, J. F.; BISPO, A. Selecting a battery of bioassays for ecotoxicological characterization of wastes. **Science of the Total Environment**, v. 363, p. 114-125, 2006.

PANG, X.; LI, D.; PENG, A. Application of rare-earth elements in the agriculture of China and its environmental behavior in soil.**Environmental Science and Pollution Research**, Oxford, v. 9, n. 2, p. 143-148, 2002.

PARISI, C.; VIGANI, M.; RODRÍGUEZ-CEREZO, E. Agricultural nanotechnologies: what are the current possibilities? **NanoToday**.v.10, p.124, 2015.

PASSAMANI, P. Z. Adaptação da metodologia de ensaio cometa para avaliação de genotoxicidade do glifosato em milho (*Zea mays* L.). São Paulo, 2017.

PASTERNAK, T.; RUDAS, V.; POTTERS, G.; JANSEN, M. A. K. Morphogenic effects of abiotic stress: reorientation of growth in *Arabidopsis thaliana* seedlings. **Environ. Exp. Bot.**,v.53, p.299, 2005.

PENG, A.; WANG, Z.J. Recent research progress on environmental chemistry of rare earth elements, introduction. In Proceedings of the First Sino-Dutch **Workshop on the Environmental Behavior and Ecotoxicology of Rare Earth Elements**; Beijing, 125–131, 1996.

PERALTA-VIDEA, J. R.; HERNANDEZ-VIEZCAS, J. A.; ZHAO, L.; DIAZ, B. C.; GE, Y.; PRIESTER, J. H.; GARDEA-TORRESDEY, J. L. Cerium dioxide and zinc oxide nanoparticles alter the nutritional value of soil cultivated soybean plants. **Plant physiology and biochemistry**, v.80, p. 128-135, 2014.

PEREIRA, M. P.; PEREIRA, F. J.; DE ALMEIDA RODRIGUES, L. C.; BARBOSA, S.; DE CASTRO, E. M. Fitotoxicidade do chumbo na germinação e crescimento inicial de alface em

função da anatomia radicular e ciclo celular. **Revista Agro@mbiente**, v. 7, n. 1, p. 36-43, 2013.

PIASECKI, W.; SVERJENSKY, D. A. Speciation of adsorbed yttrium and rare earth elements on oxide surfaces. **Geochimica et Cosmochimica Acta**, London, v. 72, n. 16, p. 3964-3979, 2008.

PICKARD, B. G. Comparison of calcium and lanthanum ions in the Avena-coleoptile growth test. **Planta**. 1970.

PINCHUK, A. P.; LIKHANOV, A. F.; BABENKO, L. P.; KRYVTSOVA, M. V.; DEMCHENKO, O. A. The influence of cerium dioxide nanoparticles on germination of seeds and plastic exchange of pine seedlings (*Pinus sylvestris* L.). **Biotechnologia Acta**, v.10, n.5, p.1-5,2017.

PINHEIRO, G. S.; ANGELOTTI, F.; DA SILVA SANTANA, C. V.; DANTAS, B. F.; COSTA, N. D. Efeito da temperatura sobre a germinação de sementes de cebola. **Scientia Plena**. Aracaju, v. 10, n. 11, 2014.

POŠĆIĆ, F.; SCHAT, H.; MARCHIOL, L. Cerium negatively impacts the nutritional status in rapeseed. **Science of the Total Environment**, n.593, p.735-744, 2017.

QUINZANI-JORDÃO, B. Ciclo celular em meristemas. La formación de intercambios entre cromátidas hermanas. Universidade de Complutense, Madrid, p.276, 1987.

RAMÍREZ-OLVERA, S. M.; TREJO-TÉLLEZ, L. I.; GARCÍA-MORALES, S.; PÉREZ-SATO, J. A.; GÓMEZ-MERINO, F. C. Cerium enhances germination and shoot growth, and alters mineral nutrient concentration in rice. **PloS one**, n.3, v.13, 2018.

RAMOS, S. J.; DINALI, G. S.; OLIVEIRA, C.; MARTINS, G. C.; MOREIRA, C. G.; SIQUEIRA, J. O.; GUILHERME, L. R. Rare earth elements in the soil environment. **Current Pollution Reports**, v.2, n.1, p. 28-50, 2016.

RANK, J.; NIELSEN, M. H. *Allium cepa* anaphase–telophase root tip chromosome aberration assay on N-methyl-N-nitrosourea, maleic hydrazide, sodium azide, and ethyl methanesulfonate. **Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis**. Amsterdam, v. 390, n. 1, p. 121-127, 1997.

REDLING, K. **Rare earth elements in agriculture with emphasis on animal husbandry**. 2006. 360 p. Thesis (Ph.D. in Physiologische Chemie) – Universität München, München, 2006.

RICO, C. M.; BARRIOS, A. C.; TAN, W.; RUBENECIA, R.; LEE, S. C.; VARELA-RAMIREZ, A.; GARDEA-TORRESDEY, J. L. Physiological and biochemical response of soil-grown barley (*Hordeum vulgare* L.) to cerium oxide nanoparticles. **Environ. Sci. Pollut. Res.** v. 22, p. 10551–10558, 2015.

RICO, C. M.; JOHNSON, M. G.; MARCUS, M. A. Cerium oxide nanoparticles transformation at the root–soil interface of barley (*Hordeum vulgare* L.). **Environmental Science: Nano**, v.5, n.8, p. 1807-1812, 2018.

RICO, C. M.; MORALES, M. I.; BARRIOS, A. C.; MCCREARY, R.; HONG, J.; LEE, W. Y.; GARDEA-TORRESDEY, J. L. Effect of cerium oxide nanoparticles on the quality of rice (*Oryza sativa* L.) grains. **J. Agric. Food Chem.** v.61, p. 11278–11285, 2013.

RIZWAN, M.; ALI, S.; REHMAN, M.Z.; JAVED, M.R.; BASHIR, A. Lead toxicity in cereals and Its management strategies : a critical review. **Water, Air, Soil Pollut.** n.229, p.211, 2018.

RODRIGUES, L. C. A.; BARBOSA, C. L.; PAZIN, S. M.; MASELLI, S. B.; BEIJO, L. A.; KUMMROW, F. Fitotoxicidade e citogenotoxicidade da água e sedimento de córrego urbano em bioensaio com *Lactuca sativa*. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 17, n. 10, p. 1099–1108, 2013.

ROSSI, L.; ZHANG, W.; LOMBARDINI, L.; MA, X. The impact of cerium oxide nanoparticles on the salt stress responses of *Brassica napus* L. **Environmental pollution**, 219, 28-36, 2016.

ROSSI, L.; ZHANG, W.; MA, X. Cerium oxide nanoparticles alter the salt stress tolerance of *Brassica napus* L. by modifying the formation of root apoplastic barriers. **Environmental Pollution**, v. 229, p. 132-138, 2017.

RÜTTINGER L.; FEIL M. Sustainable prevention of resource conflicts: new risks from raw materials for the future? Case study and scenarios for China and rare earths. Section Report 3.4, **Research Project** FKZ 370819 102. adelphi, Berlin, Germany. 2010.

SALEHI, H.; CHEHREGANI, A.; LUCINI, L.; MAJD, A.; GHOLAMI, M. Morphological, proteomic and metabolomic insight into the effect of cerium dioxide nanoparticles to *Phaseolus vulgaris* L. under soil or foliar application. **Science of The Total Environment**, v.616, p.1540-1551, 2018.

SANDHU, S. S.; DE SERRES, F. J.; GOPALAN, H. N. B.; GRANT, W. F.; SVENDSGAARD, D.; VELEMÍNSKÝ, J.; BECKING, G. C. Results and recommendations, **Mutation Research**. Amsterdam, v. 310, p. 257–263, 1994.

SCHWABE, F.; SCHULIN, R.; LIMBACH, L. K.; STARK, W.; BÜRGE, D.; NOWACK, B. Influence of two types of organic matter on interaction of CeO₂ nanoparticles with plants in hydroponic culture. **Chemosphere** v.91, p. 512–520, 2013.

SCHWABE, F.; TANNER, S.; SCHULIN, R.; ROTZETTER, A.; STARK, W.; VON QUADT, A.; NOWACK, B. Dissolved cerium contributes to uptake of Ce in the presence of differently sized CeO₂-nanoparticles by three crop plants. **Metallomics** v. 7, p. 466–477, 2015.

Science Notes and Projects, 2018. Disponível em: <<https://sciencenotes.org/rare-earth-elements/>> . Acesso em: 3 Jan. 2018.

SHARMA, S.; VIG, A.P. Genotoxicity of atrazine, avenoxan, diuron and quizalofop-Pethyl herbicides using the *Allium cepa* root chromosomal aberration assay. **Terr. Aquat. Environ. Toxicol.** v.6, n.2, p.90–95, 2012.

SHIMIZU, N.; SHIMURA, T.; TANAKA, T. Selective elimination of acentric doubleminutes from cancer cells through the extrusion of micronuclei. **Mutation Research/Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis**, v.448, n.1, p.81-90, 2000.

SHI, R.; WATERHOUSE, G.I.; ZHANG, T. Recent progress in photocatalytic CO₂ reduction over perovskite oxides. **Phys. Status Solidi**, 2017.

SHTANGEEVA, I. Europium and cerium accumulation in wheat and rye seedlings. **Water Air Soil Pollut.** v. 225, n.73, p. 1964, 2014.

SHYAN, R.; AERY, N. C. Effect of cerium on growth, dry matter production, biochemical constituents and enzymatic activities of cowpea plants [*Vigna unguiculata*(L.) Walp.]. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition** , Temuco, v. 12, n. 1, p. 1-14, 2012.

SILVEIRA, G. L.; LIMA, M. G. F.; DOS REIS, G. B.; PALMIERI, M. J.; ANDRADE-VIERIA, L. F. Toxic effects of environmental pollutants: Comparative investigation using *Allium cepa* L. and *Lactuca sativa* L. **Chemosphere**, Oxford, v. 178, p. 359-367, 2017.

SIMÕES, M. S.; MADAIL, R. H.; BARBOSA, S.; DE LIMA NOGUEIRA, M. Padronização de bioensaios para detecção de compostos alelopáticos e toxicantes ambientais utilizando alface. **Biotemas**, v. 26, n. 3, p. 29-36, 2013.

SÖDERBAUM, H. G. **Jac. Berzelius Bref (Almqvist & Wiksells boktryckeri-a.-b., Uppsala, 1912)**, v. 2, p. 23, 1931.

SOUZA, D.M.; MIRANDA, L.N.; OLIVEIRA, S.A. Acidez do solo e sua correção, in: **Fertilidade do solo**. Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, Viçosa, MG, p.991, 2007.

SOUZA, S.M; CAMPOS, J. M. S.; VICCINI, L. F. Cytotoxic and genotoxic effects of two medicinal species of Verbenaceae. **Caryologia**. Florence, v. 62, n. 4, p. 326-333, 2009.

SPIELMAN-SUN, E.; LOMBI, E.; DONNER, E.; HOWARD, D.; UNRINE, J. M.; LOWRY, G. V. Impact of surface charge on cerium oxide nanoparticle uptake and translocation by wheat (*Triticum aestivum*). **Environmental science & technology**, v.51, n.13, p.7361-7368, 2017.

STONE, R. As China's rare earth R&D becomes even more rarefied, others tremble. **Science**, v. 325, p. 1336–1337, 2009.

STOWERS, C.; KING, M.; ROSSI, L.; ZHANG, W.; ARYA, A.; MA, X. Initial Sterilization of Soil Affected Interactions of Cerium Oxide Nanoparticles and Soybean Seedlings (*Glycine max* (L.) Merr.) in a Greenhouse Study. **ACS Sustainable Chemistry & Engineering**, v.6, n.8, p. 10307-10314, 2018.

SUDAKIN, V.; CHAN, G. K.; YEN, T. J. Checkpoint inhibition of the APC/C in HeLa cells is mediated by a complex of BUBR1, BUB3, CDC20, and MAD2. **Journal of Cell Biology**, 2001.

SUDHAKAR, R.; NINGE GOWDA, K.N.; VENU, G. Mitotic abnormalities induced by silk dyeing industry effluents in the cells of *Allium cepa*. **Cytologia**v.66, n.3, p.235–239, 2001.

SWIERENGA, S. H. H.; HEDDLE, J. A.; SIGAL, E. A.; GILMAN, J. P. W.; BRILLINGER, R. L.; DOUGLAS, G. R.; NESTMANN, E. R. Recommended protocols based on a survey of current practice in genotoxicity testing laboratories, IV. Chromosome aberration and sister chromatid exchange in Chinese hamster ovary, V79 Chinese hamster lung and human lymphocyte cultures. **Mutation Research/Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis**, v.246, n.2, p. 301-322, 1991.

THOMAS, P.; CARPENTER, D.; BOUTIN, C.; ALLISON, J.E. Rare earth elements (REEs): effects on germination and growth of selected crop and native plant species. **Chemosphere**, v. 96, p. 57-66, 2014.

TIGRE, R. C.; SILVA, N. H.; SANTOS, M. G.; HONDA, N. K.; FALCÃO, E. P. S.; PEREIRA, E. C. Allelopathic and bioherbicidal potential of *Cladonia verticillaris* on the germination and growth of *Lactuca sativa*. **Ecotoxicology and environmental safety**, v.84, p.125-132, 2012

TOMMASI, F.; D'AQUINO, L. Rare earth elements and plants. In: Pagano, G. (Ed.), *Rare Earth Elements in Human and Environmental Health: At the Crossroad Between Toxicity and Safety*. **Pan Stanford Publishing Pte. Ltd.**, p.107–125, 2017.

TUMBURU, L.; ANDERSEN, C. P.; RYGIEWICZ, P. T.; REICHMAN, J. R. Molecular and physiological responses to titanium dioxide and cerium oxide nanoparticles in *Arabidopsis*. **Environmental toxicology and chemistry**, v.36,n.1, p.71-82, 2017.

TURRA, C.; BACCHI, M.A. Evaluation on rare earth elements of Brazilian agricultural supplies **J Environ Chem Ecotoxicol**.v.3, n. 4, p. 86–92, 2011.

TYLER, G.; OLSSON, T. Rare earth elements in forest-floor herbs as related to soil conditions and mineral nutrition. **Biol Trace Elem Res**. 2005.

TYLER, G. Rare earth elements in soil and plant systems – a review. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 267, p. 191-206, 2004.

United States Environmental Protection Agency (U.S. EPA), **Manual Guidelines for water reuse**, 1980.

US Environmental Protection Agency. **Ecological Effects Test Guidelines**. OPPTS 850.4200. Seed Germination/Root Elongation Toxicity Test. EPA 712–C–96–154, 1996.

VALERIO, M. E.; GARCIA, J. F.; PEINADO, F. M. Determination of phytotoxicity of soluble elements in soils, based on a bioassay with lettuce (*Lactuca sativa* L.). **Science Total Environment**, Berlin, v. 378, p. 63-66, Nov. 2007.

VED BRAT, S. Genetic Systems in *Allium* 1. Chromosome variation. **Chromosoma**,v.16, p. 486-499, 1965.

VIEIRA, L. F. A.; SILVEIRA, G. L. Cyto (Geno) Toxic Endpoints Assessed via Cell Cycle Bioassays in Plant Models. **Cytotoxicity**. IntechOpen, 2018.

VILELA, L. A. F. Cério, lantânio, neodímio e ítrio no crescimento de milho na presença e ausência de micorriza em casa de vegetação e da aplicação de mix desses elementos na produção de grãos em campo. Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2015.

WAHEED, S.; SABIHA-JAVIED; SIDDIQUE, N.; SHAKOOR, R.; TUFAIL, M. Rare earths elements in phosphorite and granulated single super phosphate fertilizers of Pakistan, a study using instrumental neutron activation analysis. **J Radioanal Nucl Chem.** n.8, p. 289:521, 2011.

WALKER, J. A.; BOREHAM, D. R.; UNRAU, P.; DUNCAN, A. M. V. Chromosome content and ultrastructure of radiation-induced micronuclei. **Mutagenesis**, v.11, n.5, p.419-424, 1996.

WANG, C.; LU, X.; TIAN, Y.; CHENG, T.; HU, L.; CHEN, F.; JIANG, C.; WANG, X. Lanthanum resulted in unbalance of nutrient elements and disturbance of cell proliferation cycles in *V. faba* L. seedlings. **Biol. Trace Elem. Res.** v.143, p.1174-1181, 2011.

WANG, C. R.; TIAN, Y.; WANG, X. R.; YU, H. X.; LU, X. W.; WANG, C.; WANG, H. Hormesis effects and implicative application in assessment of lead-contaminated soils in roots of *Vicia faba* seedlings. **Chemosphere**, v.80, n.9, p.965, 2010.

WANG, C.; ZHU, W.; WANG, Z.; GUICHERIT, R. Rare earth elements and other metals in atmospheric particulate matter in the western part of the Netherlands. **Water, air, and soil pollution**, v.121, n.1-4, p.109-118, 2000.

WANG, L.; WANG, W.; ZHOU, Q.; HUANG, X. Combined effects of lanthanum (III) chloride and acid rain on photosynthetic parameters in rice. **Chemosphere**, v.112, p.355-361, 2014.

WANG L.; ZHOU Q.; HUANG X. Photosynthetic responses to heavy metal terbium stress in horseradish leaves. **Chemosphere**, v. 77, p. 1019–1025, 2009.

WANG, T.; PAN, X.; BEN, W.; WANG, J.; HOU, P.; QIANG, Z. Adsorptive removal of antibiotics from water using magnetic ion exchange resin. **J. Environ. Sci.** n.52, p.111–117, 2017.

WANG, X.; LIU, D. Integration of cerium chemical forms and subcellular distribution to understand cerium tolerance mechanism in the rice seedlings. **Environmental Science and Pollution Research**, n. 19, v.24, 2017.

WANG, Z.; LIU, D.; LU, P.; WANG, C. Accumulation of rare earth elements in corn after agricultural application. **Journal of Environmental Quality**, Madison, v. 30, n. 1, p. 37-45, 2001.

WANG, Z.W.; SHAN, X.Q.; ZHANG, S.Z. Comparison of speciation and bioavailability of rare earth elements between wet rhizosphere soil and air-dried hulksoil. **Analytical Chemical Acta**, v.441, n.1, p.147–156, 2001.

- WEN, B.; SHAN, X.Q.; LIN, J.M.; TANG, G.G.; BAI, N.B.; YUAN, D.A. Desorption kinetics of yttrium, lanthanum, and cerium from soils. **Soil Science Society of America Journal**, v.66, n.4, p.1198–1206, 2002.
- WENG, Z.; JOWITT, S.M.; MUDD, G.M.; HAQUE, N. Assessing rare Earth element mineral deposit types and links to environmental impacts. **Appl Earth Sci Trans Inst Min Metall B**.n.122, p.83–96, 2013.
- WU, M.; WANG, P. Y.; SUN, L. G.; ZHANG, J. J.; YU, J.; WANG, Y. W.; CHEN, G. X. Alleviation of cadmium toxicity by cerium in rice seedlings is related to improved photosynthesis, elevated antioxidant enzymes and decreased oxidative stress. **Plant growth regulation**, n.3, v.74, p.251-260, 2014.
- WU, Y.; CHA, L.; FAN, Y.; FANG, P.; MING, Z.; SHA, H. Activated biochar prepared by pomelo peel using H₃PO₄ for the adsorption of hexavalent chromium: Performance and mechanism. **Water Air Soil Pollut**. v. 10, n.228, p. 405, 2017.
- XIA, B.; SUN, Z.; WANG, L.; ZHOU, Q.; HUANG, X. Analysis of the combined effects of lanthanum and acid rain, and their mechanisms, on nitrate reductase transcription in plants. **Ecotoxicology and environmental safety**, v.138, p. 170-178, 2017.
- XIA, C. F.; ZHAO, J.; JIN, J. C.; YUAN, L.; CHEN, X. Y.; PENG, W. LIU, Y. Ce(III)-induced rice mitochondrial permeability transition investigated by spectroscopic and microscopic studies. **Biol.Trace Elem.Res**.v.152, p. 284–291, 2013.
- XIAOQING, L.; HAO, H.; CHAO, L.; MIN, Z.; FASHUI, H. Physico-chemical property of rare earths-effects on the energy regulation of photosystem II in *Arabidopsis thaliana*. **Biol Trace Elem Res**. 2009.
- XIONG, B. K. Application of rare earths in Chinese agriculture and their perspectives of development. In: Rare earths in agricultural sciences, **Australian Academy of Technology and Engineering**, Carlton South, p. 3–9, 1995.
- XIONG, B.K.; CHEN, P.; GUO, B.S.; ZHENG, W. Rare Earth Element Research and Application in Chinese Agriculture and Forest (in Chinese); **Metallurgical Industry Press**: Beijing, China, p.1–151, 2000.
- XIONG, S.L.; XIONG, Z.T.; CHEN, Y.C.; HUANG, H. Interactive effects of lanthanum and cadmium on plant growth and mineral element uptake in crisped-leaf mustard under hydroponic conditions. **J. Plant Nutr**. v.29, n.10, p.1889–1902, 2006.
- XUE, W.; LIN, Y.; DONGWU, L.; HENGJIAN, L.; TAO, X.; FENGYUN, L. Z. Cerium toxicity, uptake and translocation in *Arabidopsis thaliana* seedlings. **Journal of Rare Earths**, v.30, n.6, p.579-585, 2012.
- XU, J.; BRAVO, A. G.; LAGERKVIST, A.; BERTILSSON, S.; SJÖBLÖM, R.; KUMPIENE, J. Sources and remediation techniques for mercury contaminated soil **Environment International**, v.74, p.42, 2015.

XU, Q. M.; WANG, Y. Z.; LIU, H.; CHENG, J. S. Physiological responses and chromosomal aberration in root tip cells of *Allium sativum* L. to cerium treatments. **Plant and soil**, n.409, v.1-2, p.447-458, 2016.

XU, Q.; ZHAO, Q.; ZHAO, C.; CHEN, H. Effects of Ce⁴⁺ on membrane integrity of rice in seedling hydroponic cultures. **Agric Sci**.5, p.785-792, 2014.

XU, X.; ZHU, W.; WANG, Z.; WITKAMP, G. J. Distributions of rare earths and heavy metals in field-grown maize after application of rare earth-containing fertilizer. **Science of the Total Environment**, Amsterdam, v. 293, n. 1, p. 97-105, 2002.

YANG, Q.; WANG, L.; ZHOU, Q.; HUANG, X. Toxic effects of heavy metal terbium ion on the composition and functions of cell membrane in horseradish roots. **Ecotox Environ Saf**. 2015.

YANG, X.; PAN, H.; WANG, P.; ZHAO, F. J. Particle-specific toxicity and bioavailability of cerium oxide (CeO₂) nanoparticles to *Arabidopsis thaliana*. **Journal of hazardous materials**, 322, 292-300, 2017.

YI, H.; MENG, Z. Genotoxicity of hydrated sulfur dioxide on root tips of *Allium sativum* and *Vicia faba*. **Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis**, v.537, n.1, p.109-114, 2003.

YINFENG, X. I. E. et al. Effects of lanthanum nitrate on growth and chlorophyll fluorescence characteristics of *Alternanthera philoxeroides* under perchlorate stress. **Journal of Rare Earths**, v. 31, n. 8, p. 823-829, 2013.

YUAN, D.; SHAN, X. Q.; HUAI, Q.; WEN, B.; ZHU, X. Uptake and distribution of rare earth elements in rice seeds cultured in fertilizer solution of rare earth elements. **Chemosphere**, v.43, n.3, p.327-337, 2001.

ZAIMES, G. G.; HUBLER, B. J.; WANG, S.; KHANNA, V. Environmental Life Cycle Perspective on Rare Earth Oxide Production. **ACS Sustainable Chemistry & Engineering**, v.3, n.2. p. 237-244, 2015.

ZHANG, C.; LI, Q.; ZHANG, M.; ZHANG, N.; LI, M. Effects of rare earth elements on growth and metabolism of medicinal plants. **Acta Pharmaceutica Sinica B**. v. 3, n. 1, p.20-24, 2013.

ZHANG, W.; DAN, Y.; SHI, H.; MA, X. Elucidating the mechanisms for plant uptake and in-planta speciation of cerium in radish (*Raphanus sativus* L.) treated with cerium oxide nanoparticles. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, v.5, n.1, p. 572-577, 2017.

ZHANG, W.; MUSANTE, C.; WHITE, J. C.; SCHWAB, P.; WANG, Q.; EBBS, S. D.; MA, X. Bioavailability of cerium oxide nanoparticles to *Raphanus sativus* L. in two soils. **Plant physiology and biochemistry**, n.110, p.185-193, 2017.

ZHANG, W.; EBBS, S. D.; MUSANTE, C.; WHITE, J. C.; GAO, C.; MA, X. Uptake and accumulation of bulk and nanosized cerium oxide particles and ionic cerium by radish

(*Raphanus sativus* L.). **Journal of agricultural and food chemistry**, v.63, n.2, p.382-390, 2015.

ZHANG, Z. et al. Recovery of rare earths from phosphogypsum. In: Zhang, P., Miller, J., El-Shall, H. (Eds.), **Beneficiation of Phosphates: New Thought, New Technology, New Development. Society for Mining, Metallurgy, and Exploration, Inc.**, Englewood, p. 149–152, 2012.

ZHAO, H.; HONG, J.; YU, X.; ZHAO, X.; SHENG, L.; ZE, Y.; HONG, F. Oxidative stress in the kidney injury of mice following exposure to lanthanides trichloride [J]. **Chemosphere**, v. 93, n. 6, p.875, 2013.

ZHAO, L.; SUN, Y.; HERNANDEZ-VIEZCAS, J. A.; SERVIN, A. D.; HONG, J., NIU; G.; GARDEA-TORRESDEY, J. L. Influence of CeO₂ and ZnO nanoparticles on cucumber physiological markers and bioaccumulation of Ce and Zn: a life cycle study. **J. Agric. Food Chem.** v. 61, p. 11945–11951, 2013.

ZHAO, L.; SUN, Y.; HERNANDEZ-VIEZCAS, J. A.; HONG, J.; MAJUMDAR, S.; NIU, G.; GARDEA-TORRESDEY, J. L. Monitoring the environmental effects of CeO₂ and ZnO nanoparticles through the life cycle of corn (*Zea mays*) plants and in situ μ -XRF mapping of nutrients in kernels. **Environ. Sci. Technol.** n.49, p. 2921–2928, 2015.

ZICARI, M. A.; D'AQUINO, L.; PARADISO, A.; MASTROLITTI, S.; TOMMASI, F. Effect of cerium on growth and antioxidant metabolism of *Lemna minor* L. **Ecotoxicology and environmental safety**, n.163, p. 536-543, 2018.

ZINNER, L. B.; **Anais do VI Simpósio Anual da ACIESP**, 1982.

