

PRODUÇÃO DE BIOINSUMOS COM RESÍDUOS DE PESCADO

DOI: <http://dx.doi.org/10.55449/congea.15.24.II-006>

Marcos Antonio da Silva*, Leonardo Bubolz Leal, Josiane Pinheiro Farias, Luiza Beatriz Gamboa Araújo Morselli, Robson Andrezza

* Universidade Federal de Pelotas (UFPeI), marcos_silvap1@hotmail.com

RESUMO

Este estudo investiga a composição química e a eficiência de biofertilizantes líquidos produzidos a partir de resíduos de pescado, um produto ambientalmente sustentável. O objetivo deste trabalho é avaliar as propriedades químicas e a citotoxicidade dos biofertilizantes obtidos por dois processos de incubação, analisando seu potencial como fonte de nutrientes e sua influência no crescimento de plantas. Foram produzidos biofertilizantes utilizando duas incubações diferentes A1 e A2, com análises de pH, umidade, óleos e graxas, DQO, fósforo, carbono orgânico e N total com 15 e 30 dias de incubação, e testadas em sementes de pepino para a análise de citotoxicidade. Os biofertilizantes apresentaram variações significativas nas propriedades químicas e nas concentrações de nutrientes, com impacto no crescimento radicular das sementes de pepino em diferentes concentrações. A qualidade e a eficiência dos biofertilizantes são diretamente afetadas pelo processo de produção. Isso enfatiza seu potencial como uma opção agrícola sustentável. Os resultados mostraram que, após trinta dias, o NTK e o fósforo aumentaram, o pH permaneceu entre 6 e 7, as concentrações de óleo e graxa foram moderadas e a umidade se estabilizou em cerca de 60%. Isso fez com que os biofertilizantes fossem mais eficazes. Essas mudanças químicas afetaram o crescimento das sementes de pepino; concentrações elevadas (20 a 50 por cento) causaram toxicidade e menores concentrações promoveram o desenvolvimento.

PALAVRAS-CHAVE: biofertilizantes; citotoxicidade; composição química; fermentação; insumos agrícolas.

INTRODUÇÃO

O uso intensivo de fertilizantes sintéticos tem causado graves problemas ambientais, como a contaminação do solo e a poluição de águas, além de contribuir para a eutrofização de rios e lagos. Esses fertilizantes também demandam grandes quantidades de energia em sua produção, o que aumenta as emissões de gases de efeito estufa, destacando a necessidade de alternativas mais sustentáveis (SILVA & SANTOS, 2021).

Os biofertilizantes líquidos, produzidos a partir de resíduos de pescado, emergem como uma solução sustentável e ambientalmente favorável para a agricultura moderna. A utilização de subprodutos da indústria pesqueira (OLIVEIRA & SOUZA, 2021), para a produção de fertilizantes contribui não apenas para a redução de resíduos, mas também para a criação de insumos agrícolas de alto valor nutritivo (TAVARES et al., 2020).

A investigação da composição química e da eficácia de biofertilizantes líquidos produzidos por diferentes processos de fermentação é fundamental para entender seu impacto na agricultura. Análises detalhadas de parâmetros como pH, umidade, óleos e graxas, DQO, fósforo, carbono orgânico e NTK, bem como testes de citotoxicidade em sementes de pepino, fornecem uma visão abrangente da viabilidade e eficácia desses biofertilizantes na promoção do desenvolvimento das plantas (OLIVEIRA & SOUZA, 2021).

O presente estudo tem como objetivo investigar a viabilidade da produção de biofertilizante a partir de resíduos de pescado. Este processo envolve a centrifugação dos resíduos e a subsequente análise das propriedades químicas das fases separadas durante a centrifugação. Adicionalmente, a pesquisa avaliará os efeitos deste biofertilizante na fertilidade do solo e na produtividade das culturas agrícolas. Esta abordagem visa oferecer uma solução sustentável para a gestão de resíduos de pescado, promovendo o aproveitamento deste subproduto da indústria pesqueira e contribuindo para a sustentabilidade ambiental (LIMA et al., 2019).

OBJETIVOS

Objetivou-se avaliar a composição, a eficácia e os efeitos dos biofertilizantes derivados de resíduos de pescado e como eles afetam o meio ambiente. Além de examinar as propriedades químicas, analisar a citotoxicidade e avaliar/observar como o processo de produção afeta a qualidade e eficiência (do crescimento/desenvolvimento vegetal) para uma agricultura sustentável.

METODOLOGIA

Os resíduos de pescado, incluindo cabeças, peles, barbatanas, vísceras e ossos, foram obtidos na Colônia de Pescadores - Z3, no segundo distrito de Pelotas, Rio Grande do Sul. Inicialmente, os resíduos foram triturados utilizando um equipamento desenvolvido especificamente para este estudo. O sistema de trituração foi desenvolvido com a utilização de componentes amplamente disponíveis, consistindo em um reservatório com capacidade para 18 litros e um motor acoplado a um rotor com lâminas cortantes. Para minimizar a perda de material durante o processo de trituração, a tampa do recipiente foi adaptada de forma apropriada, conforme ilustrado na Figura 1. Foram processados aproximadamente 30 kg de resíduos de pescado, resultando em uma consistência semelhante a uma polpa, a qual foi armazenada para futura incorporação em um reator.

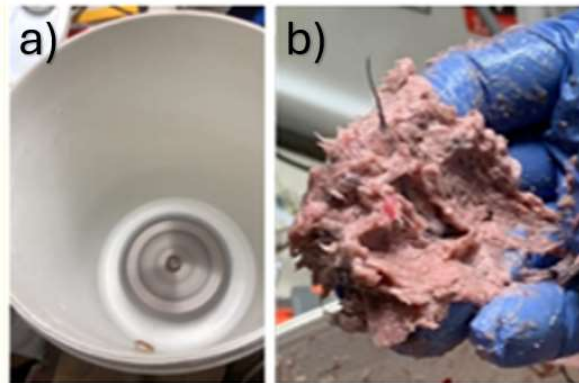


Figura 1: Imagens do triturador em vista superior a), e do resíduo triturado b).

O reator anaeróbio foi projetado utilizando um recipiente de 18 litros com vedação hermética. Um motor foi instalado na tampa para agitar o sistema periodicamente. A tampa também foi adaptada para permitir a liberação dos gases gerados durante a fermentação, conectando-se a um sistema de monitoramento do volume de gás produzido. Este sistema possibilitou a quantificação dos gases por meio de um método de deslocamento de água conforme VEIGA et al. (1990).

Foram realizados dois experimentos de fermentação anaeróbia. O primeiro experimento (A1) consistiu na combinação de resíduos de pescado com água destilada em uma proporção específica, além da adição de um agente acelerador de fermentação. O segundo experimento (A2) envolveu a mistura de resíduos de pescado, água destilada e um ingrediente adicional (arroz), seguindo uma proporção diferente, também com a inclusão de um acelerador fermentativo. Ambos os processos foram realizados à temperatura ambiente durante um período de 30 dias. Após 15 dias, uma amostra da massa fermentada foi coletada para análise. As amostras foram centrifugadas a uma rotação específica, resultando em quatro fases distintas do biofertilizante líquido, que foram numeradas para facilitar a identificação, conforme apresentado nas Figuras 2a, b e c.

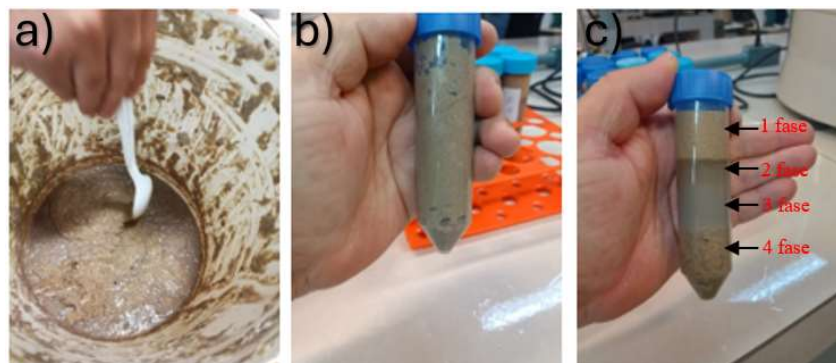


Figura 2: Imagens do material fermentado em vista superior a), vista do fermentado em tubo de separação b), e vista das fases separadas após centrifugação: primeira fase, segunda fase, terceira fase e quarta fase c).

Ao final do experimento, foram realizadas diversas análises físico-químicas nas amostras de biofertilizante, incluindo pH, teor de umidade, óleos e graxas, demanda química de oxigênio (DQO), carbono orgânico, nitrogênio total (NTK), fósforo (P) e citotoxicidade.

O teor de umidade foi determinado pelo método gravimétrico, com a pesagem da amostra em cápsulas de porcelana contendo aproximadamente 20 g da matéria fermentada, antes e após a secagem em estufa a 70 °C por 48 horas, com o objetivo de eliminar a umidade e permitir a quantificação da perda de massa correspondente à água evaporada (MATOS, 2005).

Óleos e graxas foram quantificados pelo método Soxhlet, utilizando aproximadamente 5 g da amostra fermentada, acondicionada em cartucho de celulose selado com algodão esterilizado. O processo de extração ocorreu em um balão de fundo chato contendo 200 mL de n-hexano (C₆H₁₄), com o solvente mantido a 75 °C no equipamento Soxhlet, por um período de 4 horas. Este método é amplamente utilizado na análise de água e efluentes.

A Demanda Química de Oxigênio (DQO) foi determinada em mg O₂ L⁻¹, utilizando metodologia adaptada para análise de água e efluentes, conforme tabela de diluição orientada pelo autor. Uma amostra de aproximadamente 0,2000 g foi submetida à digestão com 1,5 mL de solução de dicromato de potássio (K₂Cr₂O₇) 0,01667 M e 3,5 mL de solução de ácido sulfúrico com sulfato de prata (H₂SO₄ + Ag₂SO₄), mantida a 150 °C por 2 horas em bloco digestor Dry Block. Após a digestão, a amostra foi diluída e analisada em espectrofotômetro UV-Vis a 620 nm.

A análise de carbono orgânico foi realizada por oxidação, utilizando um método adaptado de Tedesco (1995). Em um erlenmeyer de 250 mL, foram adicionados aproximadamente 0,2000 g da amostra e 15 mL de solução de dicromato de potássio (K₂Cr₂O₇) 1,25 mol L⁻¹, resultando em coloração alaranjada. Em seguida, foram adicionados 30 mL de ácido sulfúrico (H₂SO₄) p.a., causando a mudança de cor de alaranjado para verde. A mistura foi então aquecida sob leve agitação até atingir 150 °C. Após o resfriamento da solução, foram adicionadas 3 gotas de indicador de ferronina e 100 mL de água destilada. A mistura foi titulada com solução de sulfato ferroso (FeSO₄·7H₂O) 0,50 mol L⁻¹, observando-se a mudança de cor de verde para vermelho, indicando o ponto final da titulação (SILVA, 2009).

A determinação do nitrogênio total foi realizada pelo método Kjeldahl. Inicialmente, 0,2000 g da amostra fermentada foi colocada em tubos de digestão, juntamente com 1 mL de peróxido de hidrogênio (H₂O₂) a 30% e 2 mL de ácido sulfúrico concentrado (H₂SO₄) a 96%, além de 0,7 g de uma mistura de catalisadores e pérolas de vidro. Os tubos foram aquecidos em um bloco digestor a 100 °C por 30 minutos, com elevação gradual da temperatura até 380 °C por 2 horas, até que a solução adquirisse uma coloração azul-esverdeada, indicando a completa digestão da amostra.

Após a digestão, a amostra foi submetida ao processo de destilação pelo método Kjeldahl. Foi adicionada uma solução de 10 mL de hidróxido de sódio (NaOH) 10 N à amostra digerida. Simultaneamente, um erlenmeyer contendo 15 mL de ácido bórico (H₃BO₃) 2% e 3 gotas de indicador misto foi acoplado ao equipamento. Durante a destilação, a solução adquiriu uma coloração amarelada, indicando a formação de borato de amônio (NH₄H₂BO₃). A titulação foi realizada com ácido sulfúrico diluído (H₂SO₄) 0,025 N, observando-se a mudança de cor de amarela para rósea, determinando o teor de nitrogênio total na amostra (TEDESCO, 1995).

A determinação de fósforo (P) foi realizada por espectrofotometria após a digestão da amostra, conforme metodologia adaptada de Tedesco (1995) e Almeida (2012). Inicialmente, aproximadamente 0,2000 g da amostra foi pesada em tubo digestor, e adicionou-se 1 mL de peróxido de hidrogênio (H₂O₂) 30%, 2 mL de ácido sulfúrico p.a. e 0,7 g de reagente de digestão. A amostra foi colocada em bloco digestor a 160 °C para evaporar a água, com aumento posterior da temperatura para 350 °C por 1 hora, até a solução adquirir uma coloração amarelo-esverdeada. A amostra digerida foi transferida para um balão volumétrico de 50 mL e completada com água destilada. A solução foi agitada em vórtex e deixada em repouso por 3 horas. Posteriormente, uma alíquota de 1 mL foi transferida para um tubo de ensaio, seguida da adição de 2 mL de água destilada e 3 mL de solução de molibdato de amônio [(NH₄)₆Mo₇O₂₄·4H₂O]. Após a adição de 3 gotas da solução P-C, a mistura foi homogeneizada e a leitura foi realizada no espectrofotômetro UV-Vis a 470 nm. O teor de fósforo foi calculado com base na curva de calibração obtida previamente.

Todas as análises foram realizadas em triplicatas. Estes procedimentos foram conduzidos em uma capela com sistema de exaustão.

Foram realizados testes de citotoxicidade utilizando placas de Petri de plástico, com duas folhas de papel germitest, sementes de pepino e um volume 9 mL em cada placa da solução contendo amostra, onde foi submetida a Germinadora com Fotoperíodo por 8 dias. O biofertilizante, em diferentes concentrações (1% a 5%), foi utilizado para avaliar o crescimento de sementes de pepino. Além das concentrações citadas, foram conduzidos também, testes com concentrações mais altas (10% a 100%) para identificar variações significativas. As amostras foram codificadas para facilitar o entendimento: R para repetições, F para fases e T para tempo de digestão. (SILVA & SANTOS, 2021).

RESULTADOS

Os resultados evidenciam as variações quantitativas nas características químicas do biofertilizante produzido a partir de resíduos de pescado utilizando o processo de experimento 1 (A1). A análise mostra que, entre o período de 15 e 30 dias, houve variações significativas nos níveis de pH, umidade, óleo e graxas, demanda química de oxigênio (DQO), fósforo (P), carbono orgânico (CO) e nitrogênio total Kjeldahl (Tabelas 1 e 2).

Tabela 1. Parâmetros da caracterização das fases da amostra após a centrifugação do experimento 1 (A1). Valores referentes a média são seguidos de resultados de desvio padrão.

A1	15 dias			
PARÂMETROS	1°F	2°F	3°F	4°F
Potencial hidrogeniônico – pH	6,89 ± 0,08	6,80 ± 0,02	6,75 ± 0,06	6,69 ± 0,10
Umidade (%)	11,61 ± 0,42	9,61 ± 1,83	16,61 ± 3,11	12,80 ± 0,42
Óleo e graxos (%)	2,09 ± 0,05	2,28 ± 0,18	1,95 ± 0,05	1,16 ± 0,61
Demanda Química de Oxigênio - DQO (mg O ₂ , L ⁻¹)	2461,196	2000,096	2962,315	2769,871
Fósforo - P (%)	1,73 ± 0,27	1,38 ± 0,02	1,18 ± 0,12	1,33 ± 0,02
Carbono orgânico - C. org. (%)	10,89 ± 2,18	7,91 ± 0,07	6,85 ± 0,68	7,72 ± 0,07
Nitrogênio Total Kjeldahl - NTK (%)	3,43 ± 0,04	2,87 ± 0,35	4,16 ± 0,56	3,31 ± 0,04
Carbono/Nitrogênio - C/N	3,27 ± 0,44	2,76 ± 0,15	1,65 ± 0,63	2,33 ± 0,15
A1	30 dias			
PARÂMETROS	1°F	2°F	3°F	4°F
Potencial hidrogeniônico – pH	6,60 ± 0,10	6,47 ± 0,01	6,45 ± 0,01	6,26 ± 0,14
Umidade (%)	13,66 ± 1,68	20,16 ± 2,91	18,42 ± 5,97	12,69 ± 2,37
Óleo e graxos (%)	2,00 ± 0,07	2,19 ± 0,21	1,80 ± 0,07	1,16 ± 0,52
Demanda Química de Oxigênio - DQO (mg O ₂ , L ⁻¹)	3347,202	3385,691	4001,511	3270,225
Fósforo - P (%)	1,67 ± 0,01	1,59 ± 0,06	1,69 ± 0,01	1,75 ± 0,05
Carbono orgânico - C. org. (%)	10,72 ± 1,58	9,49 ± 0,71	7,49 ± 0,71	6,10 ± 1,68
Nitrogênio Total Kjeldahl - NTK (%)	3,72 ± 0,25	3,59 ± 0,00	2,80 ± 0,00	3,59 ± 0,00
Carbono/Nitrogênio - C/N	2,88 ± 0,16	2,64 ± 0,01	2,67 ± 0,01	2,33 ± 0,15

Em 15 dias, o pH variou de 6,89 ± 0,08 a 6,69 ± 0,06, indicando uma ligeira acidificação ao longo do tempo. A umidade apresentou uma variação significativa, com valores entre 9,61 ± 1,83% e 16,61 ± 3,11%, o que pode estar relacionado à fase de maturação do biofertilizante.

Os níveis de óleo e graxas oscilaram de 1,95 ± 0,05% a 2,28 ± 0,18%, enquanto a DQO variou amplamente entre 2000,096 mg O₂ L⁻¹ e 2962,315 mg O₂ L⁻¹, refletindo a variação na degradação da matéria orgânica. A concentração de fósforo diminuiu de 1,73 ± 0,27% para 1,18 ± 0,12%, e o carbono orgânico apresentou uma tendência decrescente, variando de 10,89 ± 2,18% para 6,85 ± 0,68%. O NTK também apresentou variações com valores entre 2,87 ± 0,35% e 4,16 ± 0,56%, resultando em uma razão C/N que variou de 3,27 ± 0,44 para 1,65 ± 0,63.

Após 30 dias o pH continuou a diminuir, atingindo valores de 6,60 ± 0,10 a 6,26 ± 0,14. A umidade, por outro lado, apresentou um aumento significativo em algumas amostras, chegando a 20,16 ± 2,91%. A concentração de óleo e graxas manteve-se relativamente constante, variando entre 1,16 ± 0,52% e 2,19 ± 0,21%.

A DQO mostrou um aumento considerável, com valores entre 3270,225 mg O₂ L⁻¹ e 4001,511 mg O₂ L⁻¹, sugerindo uma maior demanda de oxigênio para decomposição da matéria orgânica presente. Os níveis de fósforo variaram de 1,59 ± 0,06% para 1,75 ± 0,05%, enquanto o carbono orgânico diminuiu, apresentando valores entre 6,10 ± 1,68% e 10,72 ± 1,58%. O NTK variou entre 2,80 ± 0,00% e 3,72 ± 0,25%, com a razão C/N oscilando entre 2,33 ± 0,15 e 2,88 ± 0,16.

Os resultados do biofertilizante produzido com o experimento 2 (A2), mostram variações significativas em relação à A1. Aos 15 dias, o pH variou de 5,76 ± 0,05 a 5,93 ± 0,07, indicando um ambiente mais ácido em comparação com A1. A umidade variou consideravelmente, de 6,70 ± 9,96% a 29,67 ± 0,13%. A concentração de óleo e graxas oscilou entre 1,90 ± 1,52% e 2,31 ± 0,05%, e a DQO variou de 1846,141 mg O₂ L⁻¹ a 3270,225 mg O₂ L⁻¹. Os níveis de fósforo foram relativamente constantes, variando de 1,06 ± 0,04% para 1,15 ± 0,02%, enquanto o carbono orgânico apresentou valores

entre $6,80 \pm 2,10\%$ e $11,65 \pm 1,33\%$. O NTK variou significativamente, de $2,44 \pm 0,71\%$ para $6,41 \pm 2,10\%$, com a razão C/N oscilando de $1,23 \pm 1,57$ para $7,77 \pm 3,05$.

Tabela 2. Parâmetros da caracterização das fases da amostra após a centrifugação do experimento 2 (A2). Valores referentes a média são seguidos de resultados de desvio padrão.

A2	15 DIAS			
PARÂMETROS	1°F	2°F	3°F	Total
Potencial hidrogeniônico – pH	$5,93 \pm 0,07$	$5,76 \pm 0,05$	$5,81 \pm 0,01$	$5,85 \pm 0,01$
Umidade (%)	$6,70 \pm 9,96$	$29,67 \pm 0,13$	$9,50 \pm 0,13$	$8,62 \pm 1,08$
Óleo e graxos (%)	$2,31 \pm 0,05$	$2,18 \pm 1,79$	$1,90 \pm 1,52$	$4,65 \pm 0,58$
Demanda Química de Oxigênio - DQO (mg O ₂ , L ⁻¹)	3270,225	2423,475	1846,141	2654,405
Fósforo - P (%)	$1,15 \pm 0,02$	$1,11 \pm 0,02$	$1,12 \pm 0,01$	$1,06 \pm 0,04$
Carbono orgânico - C. org. (%)	$11,65 \pm 1,33$	$6,80 \pm 2,10$	$7,90 \pm 1,33$	$17,71 \pm 5,61$
Nitrogênio Total Kjeldahl - NTK (%)	$2,44 \pm 0,71$	$3,17 \pm 0,19$	$6,41 \pm 2,10$	$3,72 \pm 0,19$
Carbono/Nitrogênio - C/N	$7,77 \pm 3,05$	$2,15 \pm 0,92$	$1,23 \pm 1,57$	$4,76 \pm 0,92$
A2	30 DIAS			
PARÂMETROS	1°F	2°F	3°F	Total
Potencial hidrogeniônico – pH	$5,97 \pm 0,05$	$5,85 \pm 0,04$	$5,95 \pm 0,04$	$5,856 \pm 0,04$
Umidade (%)	$6,50 \pm 4,31$	$24,36 \pm 0,88$	$10,50 \pm 0,88$	$9,02 \pm 7,70$
Óleo e graxos (%)	$2,11 \pm 0,03$	$2,03 \pm 6,57$	$1,89 \pm 8,32$	$4,43 \pm 13,15$
Demanda Química de Oxigênio - DQO (mg O ₂ , L ⁻¹)	2846,849	4694,309	4232,44	4078,489
Fósforo - P (%)	$1,27 \pm 0,06$	$1,16 \pm 0,02$	$1,11 \pm 0,06$	$1,22 \pm 0,02$
Carbono orgânico - C. org. (%)	$11,02 \pm 1,10$	$6,50 \pm 2,10$	$7,80 \pm 1,10$	$17,00 \pm 5,33$
Nitrogênio Total Kjeldahl - NTK (%)	$2,35 \pm 0,72$	$3,31 \pm 0,04$	$6,50 \pm 2,21$	$3,43 \pm 0,04$
Carbono/Nitrogênio - C/N	$4,69 \pm 0,97$	$1,96 \pm 0,97$	$1,22 \pm 1,49$	$4,96 \pm 1,16$

Os resultados do biofertilizante produzido com o experimento 2 (A2), mostram variações significativas em relação à A1. Aos 15 dias, o pH variou de $5,76 \pm 0,05$ a $5,93 \pm 0,07$, indicando um ambiente mais ácido em comparação com A1. A umidade variou consideravelmente, de $6,70 \pm 9,96\%$ a $29,67 \pm 0,13\%$. A concentração de óleo e graxas oscilou entre $1,90 \pm 1,52\%$ e $2,31 \pm 0,05\%$, e a DQO variou de $1846,141 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1}$ a $3270,225 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1}$. Os níveis de fósforo foram relativamente constantes, variando de $1,06 \pm 0,04\%$ para $1,15 \pm 0,02\%$, enquanto o carbono orgânico apresentou valores entre $6,80 \pm 2,10\%$ e $11,65 \pm 1,33\%$. O NTK variou significativamente, de $2,44 \pm 0,71\%$ para $6,41 \pm 2,10\%$, com a razão C/N oscilando de $1,23 \pm 1,57$ para $7,77 \pm 3,05$.

Após 30 dias, o pH no tratamento A2 mostrou uma pequena variação, de $5,85 \pm 0,04$ a $5,97 \pm 0,05$. A umidade continuou variada, com valores entre $6,50 \pm 4,31\%$ e $24,36 \pm 0,88\%$. A concentração de óleo e graxas variou amplamente, de $1,89 \pm 8,32\%$ a $2,11 \pm 0,03\%$, e a DQO apresentou valores entre $2846,849 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1}$ e $4694,309 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1}$. Os níveis de fósforo mostraram uma leve variação, de $1,11 \pm 0,06\%$ para $1,27 \pm 0,06\%$, enquanto o carbono orgânico oscilou entre $6,50 \pm 2,10\%$ e $11,02 \pm 1,10\%$. O NTK variou de $2,35 \pm 0,72\%$ para $6,50 \pm 2,221\%$, com a razão C/N oscilando de $1,22 \pm 1,49$ para $4,96 \pm 1,16$.

As tabelas 3, 4 e 5 apresentam uma análise de citotoxicidade que mostra como as diferentes concentrações de biofertilizante líquido afetam as sementes de pepino (SANTOS, 2018), como demonstrado na Figura 3 e 4. Observa-se que maior toxicidade foi associada a concentrações mais altas, indicando uma relação inversa entre a concentração do biofertilizante e o crescimento das raízes. Esse comportamento foi consistente tanto no experimento A1 quanto no experimento A2, indicando que as doses precisam ser otimizadas para uso agrícola (OLIVEIRA, 2020).

A análise de citotoxicidade revela que concentrações mais elevadas de biofertilizante (20% e 50%) reduzem drasticamente o crescimento radicular, com médias próximas de zero, indicando alta toxicidade. No experimento 1 (A1), a concentração de 5% apresentou média de 8,019 (CV = 20,193%), enquanto concentrações maiores (10% e 20%) reduziram as médias para 3,083 e 0,649, respectivamente, com maior variação.

Tabela 3. Parâmetros do crescimento das raízes com altas concentrações na fase 1, fase 2 e fase 3 para o padrão de amostra (PA). Valores referentes a média (MÉDIA PA) são seguidos de resultados de desvio padrão (DESV PAD PA) e o coeficiente de variação (CV PA).

CONCENTRAÇÕES		ESTATÍSTICA		
		MÉDIA PA	DESV PAD PA	CV PA (%)
CONTROLE	R1	5,613	0,637	11,346
F1 - 5%	R1	8,019	1,619	20,193
F1 - 10%	R1	3,083	1,702	55,203
F1 - 20%	R1	0,649	0,478	73,719
F2 - 5%	R1	3,628	1,75	48,235
F2 - 10%	R1	1,972	1,818	92,19
F2 - 20%	R1	0,000	0,000	0,000
F3 - 5%	R1	9,100	4,831	53,087
F3 - 10%	R1	0,000	0,000	0,000
F3 - 20%	R1	0,000	0,000	0,000
F3 - 50%	R1	0,000	0,000	0,000
F3 - 100%	R1	0,000	0,000	0,000

Tabela 4. Parâmetros do crescimento das raízes com baixas concentrações no experimento A1 para as fases F1, F2 e F3 para o padrão de amostra (PA). Valores referentes a média (MÉDIA PA) são seguidos de resultados de desvio padrão (DESV PAD PA) e o coeficiente de variação (CV PA).

CONCENTRAÇÕES		ESTATÍSTICA		
		MÉDIA PA	DESV PAD PA	CV PA (%)
CONTROLE	R1	11,839	1,285	10,858
1% - A1 - F1	R1	7,754	1,242	16,017
2% - A1 - F1	R1	5,054	1,234	24,406
3% - A1 - F1	R1	2,560	0,538	21,014
4% - A1 - F1	R1	1,689	0,636	37,619
5% - A1 - F1	R1	0,699	0,299	42,787
1% - A1 - F2	R1	4,115	1,037	25,196
2% - A1 - F2	R1	3,463	1,106	31,938
3% - A1 - F2	R1	4,505	1,886	41,858
4% - A1 - F2	R1	8,399	1,157	13,778
5% - A1 - F2	R1	7,896	2,976	37,685
1% - A1 - F3	R1	8,790	4,290	48,806
2% - A1 - F3	R1	3,434	0,934	27,204
3% - A1 - F3	R1	4,375	0,983	22,469
4% - A1 - F3	R1	3,792	0,706	18,615
5% - A1 - F3	R1	3,301	0,466	14,130

Para o experimento 2 (A2), a média foi de 3,628 a 5% (CV = 48,235%), e nas concentrações mais altas, os valores caíram para 1,972 (10%) e 0,000 (20%). Na fermentação na terceira fase (F3), a média foi de 9,100 a 5%, mas em concentrações de 10% a 100%, os valores foram nulos.

Os biofertilizantes nas fases A1 - F1, A1 - F2 e A1 - F3 também demonstraram maior toxicidade em concentrações elevadas, com quedas nas médias e aumento no coeficiente de variação (CV) à medida que a concentração aumentava, confirmando o efeito negativo das doses altas no crescimento das plantas. Para a fermentação na segunda fase (F2), a média foi de 3,628 a 5% (CV = 48,235%), e nas concentrações mais altas, os valores caíram para 1,972 (10%) e 0,000 (20%).

Na fermentação da terceira fase (F3), a média foi de 9,100 a 5%, mas em concentrações de 10% a 100%, os valores foram nulos. Os biofertilizantes dos experimentos A1 - F1, A1 - F2 e A1 - F3 também demonstraram maior toxicidade em concentrações elevadas, com quedas nas médias e aumento no coeficiente de variação (CV) à medida que a concentração aumentava, confirmando o efeito negativo das doses altas no crescimento das plantas.

Tabela 5. Parâmetros do crescimento das raízes baixas concentrações do experimento A2 nas fases F1, F2 e F3 para o padrão de amostra (PA). Valores referentes a média (MÉDIA PA) são seguidos de resultados de desvio padrão (DESV PAD PA) e o coeficiente de variação (CV PA).

CONCENTRAÇÕES		ESTATÍSTICA		
		MÉDIA PA	DESV PAD PA	CV PA (%)
CONTROLE	R1	11,839	1,285	10,858
1% - A2 - F1	R1	7,663	2,701	35,249
2% - A2 - F1	R1	3,711	1,367	36,843
3% - A2 - F1	R1	4,982	2,010	40,354
4% - A2 - F1	R1	9,828	2,029	20,646
5% - A2 - F1	R1	8,291	1,564	18,868
1% - A2 - F2	R1	4,852	1,659	34,195
2% - A2 - F2	R1	8,804	2,113	34,762
3% - A2 - F2	R1	4,925	2,147	43,587
4% - A2 - F2	R1	5,985	1,102	18,415
5% - A2 - F2	R1	6,328	0,585	9,246
1% - A2 - F3	R1	5,791	2,160	37,306
2% - A2 - F3	R1	9,099	2,202	24,204
3% - A2 - F3	R1	5,302	1,445	27,257
4% - A2 - F3	R1	3,094	0,814	26,302
5% - A2 - F3	R1	6,328	0,585	14,130



Figura 3: Imagem sementes germinadas com concentrações de (1% a 5%). a) sementes, b) sementes germinadas c) comprimento das raízes.

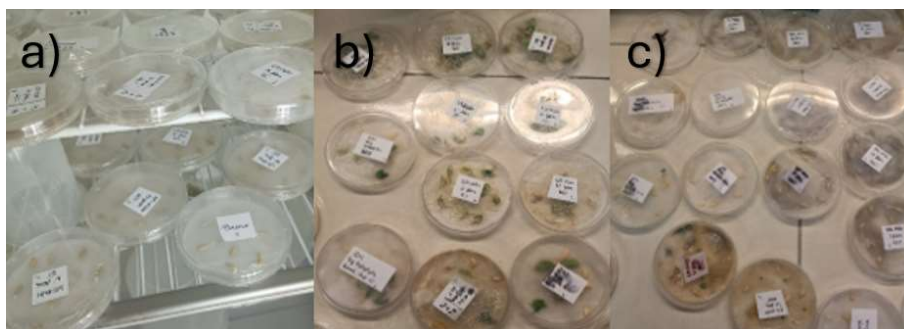


Figura 4: Imagem de sementes não germinadas em concentrações (10% a 100%). a) sementes, b) sementes com concentrações de biofertilizante de 5%, 10%. c) sementes com concentrações de biofertilizante de 20%, 50% e 100%.

ANÁLISE DOS RESULTADOS

Os parâmetros de fósforo, nitrogênio, carbono orgânico e relação C/N fornecem uma análise detalhada das variações no processo de fermentação ao longo de 15 e 30 dias em diferentes fases.

Os teores de fósforo (F) mostraram-se estáveis entre as fases e períodos, com leve redução ao longo do tempo. Essa variação mínima não compromete a eficácia do biofertilizante a partir de resíduo de pescado, indicando que a fermentação não resultou em perdas significativas desse nutriente essencial.

O nitrogênio total (NTK) variou significativamente entre 2,35% e 6,50% nas diferentes fases, sendo essencial para o desenvolvimento das plantas. Em A2, os altos valores indicam maior disponibilidade, mas a alta concentração pode reduzir a relação C/N.

Os teores de carbono orgânico diminuíram de 10,89% para 6,10% em A1 após 30 dias, refletindo a degradação da matéria orgânica pela atividade microbiana. Em A2, os valores mais altos indicam menor degradação, sugerindo uma eficiência de fermentação inferior.

A relação entre C/N reflete o equilíbrio entre carbono e nitrogênio. Valores baixos (1,22-1,23 em A2 indicam maior disponibilidade de nitrogênio, mas podem comprometer a eficácia a longo prazo. Valores mais altos (3,27 em A1 indicam mais carbono, retardando a decomposição e aumentando a estabilidade do fertilizante.

A Tabela 3 demonstra que altas concentrações de biofertilizante (20%) resultam em inibição quase total do crescimento radicular, com valores de 0,649 cm para A1 e 0,000 cm para A2. O aumento significativo do coeficiente de variação (CV), como 73,719% em A1, indica maior variabilidade nas respostas das plantas

A Tabela 4 revela que concentrações de biofertilizante de até 5% em A1 promovem um crescimento radicular superior ao controle, com uma média de 8,019 cm na concentração de 5%. Embora o coeficiente de variação (CV) também aumente, indicando variabilidade nas respostas, os dados sugerem que baixas concentrações do biofertilizante podem ter um efeito positivo no desenvolvimento das raízes.

A Tabela 5 demonstra que, em A2, concentrações de biofertilizante entre 1% e 5% promovem crescimento radicular mais pronunciado, com um pico de 9,828 cm na concentração de 4% e um coeficiente de variação de 20,646%, esses resultados sugerem que concentrações moderadas otimizam seu efeito, enquanto doses excessivas inibem o crescimento.

CONCLUSÕES

Esses resultados destacam a importância de ajustar os parâmetros de produção e a concentração de aplicação do biofertilizante, visando maximizar sua eficiência e minimizar potenciais efeitos negativos no meio ambiente e nas culturas. A variabilidade nas características químicas do biofertilizante ao longo do tempo sugere que a maturação e as condições de fermentação desempenham papéis cruciais na qualidade final do produto. Portanto, futuras pesquisas devem focar em otimizar os processos de fermentação e em estabelecer protocolos de aplicação que garantam a segurança e a eficácia do biofertilizante produzido a partir de resíduos de pescado.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Almeida, M. R. S. (2012). *Validação de um método analítico: Determinação de fósforo total*. Dissertação de Mestrado em Química, Área de Controle de Qualidade e Ambiente, Faculdade de Ciências e Tecnologia da Universidade de Coimbra, Coimbra.
2. Ferreira, M. J., & Lopes, S. C. (2020). Uso de biofertilizantes na agricultura: uma revisão sobre a aplicação de resíduos de pescado. *Agroecology and Sustainable Food Systems*, 8(1), p45-61.
3. Grassi, G., et al. (2022). Avaliação da eficiência de biofertilizantes líquidos produzidos a partir de resíduos de pescado. *Journal of Agricultural Science*, 14(2), p112-125.
4. Lima, A. F., Silva, R. P., & Souza, L. M. (2019). "Práticas sustentáveis na agricultura: impacto ambiental e benefícios." *Revista Brasileira de Ciências Ambientais*, p175-182.
5. Matos, S. R. M. (2005). *Caracterização química dos resíduos do camarão *Litopenaeus vannamei* e avaliação de suas potencialidades como flavorizante*. Dissertação de Mestrado em Engenharia de Pesca, Departamento de Engenharia de Pesca, Universidade Federal do Ceará.
6. Oliveira, A. B., Costa, P. H., & Almeida, M. C. (2020). *Efeito de biofertilizantes líquidos na citotoxicidade e crescimento radicular de plantas*. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola*, p118-127.

7. Oliveira, A. L., & Santos, R. F. (2021). Caracterização química e impacto ambiental de biofertilizantes derivados de resíduos orgânicos. *Revista Brasileira de Agroecologia*, p198-210.
8. Oliveira, J. M., & Souza, T. R. (2021). "Efeito de biofertilizantes na promoção do crescimento de plantas: uma análise crítica." *Revista de Agricultura Sustentável*, p250-259.
9. Santos, M. A. (2021). "Avaliação da citotoxicidade de biofertilizantes líquidos em sementes de pepino." *Revista Brasileira de Agronomia*, p345-352.
10. Santos, J. M., Silva, T. S., & Lima, R. A. (2018). *Impacto do biofertilizante de resíduos de pescado na citotoxicidade de sementes de pepino*. Journal of Agricultural, p45-52.
11. Silva, J. A., & Santos, M. L. (2021). "Métodos de avaliação de citotoxicidade em sementes." *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal*, p225-233.
12. Silva, F. C. (2009). *Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes*. Brasília, DF: Embrapa Informações Tecnológicas
13. Souza, S. R., & Fernandes, M. S. (2006). Nitrogênio. In M. S. Fernandes (Ed.), *Nutrição mineral de plantas* (pp. 215-252). Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo.
14. Tavares, L. F., Oliveira, R. A., & Souza, P. M. (2020). "Produção e avaliação de biofertilizantes líquidos de resíduos de pescado: um recurso sustentável de alto valor nutritivo." *Revista Brasileira de Ciências Ambientais*, p112-120.
15. Tedesco, M. J., et al. (1995). *Análises de solo, plantas e outros materiais* (2ª ed.). Porto Alegre: Departamento de Solos, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, p-87-109-174.
16. Veiga, M. R., Almeida, J. C., & Ferreira, P. L. (1990). "Métodos de medição de volumes de líquidos em experimentos laboratoriais." *Revista de Ensino de Ciências e Matemática*, p45-52.