

COLÉGIO ESTADUAL JARDIM PORTO ALEGRE

**USO DE DIFERENTES MEIOS DE CULTURA ALTERNATIVOS PARA
ISOLAMENTO DA ALGA *Cephaleuros virescens* CAUSADORA DA MANCHA DE
ALGA - FASE II**

Toledo, PR

2025



Gustavo Felipe Miglioretto

Dionéia Schauren

Leandro Marcelo Miglioretto

**USO DE DIFERENTES MEIOS DE CULTURA ALTERNATIVOS PARA
ISOLAMENTO DA ALGA *Cephaleuros virescens* CAUSADORA DA MANCHA DE
ALGA - FASE II**

Relatório apresentado à 9ª FEMIC - Feira
Mineira de Iniciação Científica.

Orientação da Prof. Dionéia Schauren e
coorientação de Leandro Marcelo Miglioretto.

Toledo, PR

2025



RESUMO

A alga fitopatogênica responsável pela doença conhecida como mancha-de-alga se chama *Cephaleuros virescens*, esta é caracterizada geralmente por uma coloração marrom e textura semelhante a veludo. Em árvores de lichia (*Litchi chinensis*), a presença do ácaro *Aceria litchii* intensifica a infestação da alga, já que acontece então uma relação simbiótica entre eles: o ácaro fornece nutrientes à alga, enquanto ela oferece proteção contra luz solar. Ao se alimentar das folhas, o ácaro provoca a formação de bolhas conhecidas como eríneos, onde se abriga para se proteger do sol até que a alga o colonize. Esta doença causa redução na qualidade e quantidade dos frutos de lichia, tanto é que *Aceria litchii* foi classificado em 2008 no grupo das pragas de maior risco fitossanitário do Brasil. O objetivo do estudo é avaliar diferentes meios de cultura alternativos para cultivo in vitro da alga *C. virescens*, bem como o efeito de extrato de aranto (*Kalanchoe daigremontiana*) e tiririca (*Cyperus rotundus*) como enraizadores naturais de estacas de lichia. O estudo encontra-se em andamento, contudo, é possível observar resultados parciais de que os meios alternativos que proporcionaram melhor ambiente para reprodução de algas do gênero *Cephaleuros* foram o meio Básico de Bold (MBB), NPK 30-10-10, NPK 20-20-20, NPK 15-05-05 e o meio ureia, superfosfato triplo e ágar (USA), pois apresentaram maior reprodução de algas até o momento. Para enraizamento, observou-se que os extratos não se mostraram eficientes na produção de mudas via estaquia.

Palavras-chave: Cultivo, Fitopatógeno, Parasitismo



SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	5
2 JUSTIFICATIVA	6
3 OBJETIVO GERAL.....	7
4 METODOLOGIA.....	8
5 RESULTADOS OBTIDOS	9
6 CONCLUSÕES OU CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	10
REFERÊNCIAS.....	11

1 INTRODUÇÃO

A mancha-de-alga é uma doença comum no abacateiro, nos cafeeiros, nas lichieiras, nas mangueiras, nos urucuzeiros, nas goiabeiras e em outras mais 300 espécies, esta, pode fazer reduzir a área fotossintética normal da planta e como consequência reduzir o seu vigor (Almeida, 1985).

A alga que causa essa mancha é a *Cephaleuros virescens*, uma alga com coloração marrom e aspecto de camurça ou veludo. Em árvores de lichia, com a presença do ácaro *Aceria litchii*, o ataque da alga se torna mais intenso, pois eles entram em uma relação simbiótica, já que o ácaro fornece alimento à alga e ela o protege do sol direto. O ácaro, quando ataca as folhas, cria bolhas, que são chamadas de eríneos, onde ele fica alojado para proteger-se do sol até que a alga o colonize (Garcia-Pérez, 2006).

A doença pode ser debilitante sob condições ambientais e culturais desfavoráveis. Estresse ambiental, como solos pobres, superpopulação de árvores e densa vegetação secundária, aumentam a suscetibilidade da hospedeira à doença, sua severidade ainda é maior nas folhas afetadas por ácaros, insetos ou por outras doenças foliares (Alam; Wadud, 1963; Sharma; Thakur, 1992).

Há, no entanto, dificuldade no isolamento da alga *Cephaleuros virescens*, ao tentarmos reproduzi-la utilizando diferentes meios alternativos de algas, não obtivemos sucesso. Além disso, Vasconcelos, 2015, cita que também possuiu dificuldades no isolamento da alga. Pires et al. (2018) notou que o desenvolvimento *in vitro* de *C. virescens* é muitas vezes restringido devido à falta de conhecimento sobre suas necessidades de nutrientes. Em testes com variados meios de cultura e adição de hormônios, descobriram que o meio Trebouxia promoveu um crescimento micelial mais acelerado, ao passo que o Meio Básico de Bold (MBB) mostrou um rendimento inferior. Entretanto, vale ressaltar que não há no mercado um meio de cultura formulado especificamente para o cultivo e reprodução da alga *Cephaleuros virescens* e que os meios utilizados até então são os meios que já eram utilizados para outros tipos de algas.

Neste contexto, busca-se testar diferentes meios de cultura alternativos e de baixo custo para o cultivo *in vitro* da alga *C. virescens*, a fim de posteriormente facilitar o seu

estudo através da propagação e cultivo *in vitro*. Também pretende-se testar os efeitos de diferentes extratos vegetais no seu desenvolvimento ou inibição *in vitro*.

2 JUSTIFICATIVA

Um dos principais motivos para a queda na produção global de lichia é a presença do ácaro erinose na *Aceria litchii* (Keifer). O ácaro-da-erinose da lichia foi identificado no Brasil em 2008, infestando plantações de lichia em uma área de São Paulo (Raga et al., 2010). Este é o principal desafio fitossanitário enfrentado pela lichia nos países produtores mais relevantes (Huang, 2008). A redução de 30% na produção de lichia no estado de São Paulo foi atribuída ao ácaro erinose da fruta (Lichias, 2016).

A. litchii causou danos sérios e alarmantes. O ácaro responsável pela erinose na lichia pode ser propagado pelo vento, por mudas infestadas, por pássaros, abelhas e pelo ser humano (Waite, 1986, Raga et al., 2010). A principal forma de controle é a eliminação das áreas afetadas através de podas para análise e aplicação de acaricidas; no entanto, no Brasil, não há produtos registrados para o controle deste ácaro (Brasil, 2016).

Cephaleuros virescens, uma alga fitopatogênica, que tem sido identificado como um problema para quase 300 espécies agrícolas, provocando prejuízos nas folhas de diversas plantações, incluindo mirtilo, framboesa, cacau, café, pinha, jasmim, pimenta, baunilha e sapoti (Malagi et al., 2011).

A dificuldade recorrente em alcançar um desempenho satisfatório nos cultivos de algas que parasitam plantas em meios de cultura pode estar relacionada ao conhecimento insuficiente sobre as exigências nutricionais desse organismo. Geralmente, meios que contêm carbono e nitrato, ou mesmo hormônios, são os mais indicados para favorecer o crescimento das algas (Ponmurugan et al. 2010, Suto & Ohtani 2011, Sunpapao e Pitaloka 2015). Um exemplo que ilustra a relevância desse assunto é a pesquisa de Malagi et al. (2011), que não conseguiram multiplicar a alga em um meio BSA (Batata-Sacarose-Ágar).

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

Os objetivos gerais do projeto é avaliar a eficácia de enraizador artificial em comparação com extrato de aranto (*Kalanchoe daigremontiana*) e tiririca (*Cyperus rotundus*), já que a planta pode ter dependência química, reduzindo assim, sua capacidade de produzir hormônios de enraizamento, como as auxinas (primeira etapa).

Avaliar a eficácia de meios de cultura alternativos no isolamento e cultivo *in vitro* de *Cephaleuros virescens* (segunda etapa), bem como avaliar o potencial do uso de agitadores magnéticos na reprodução da alga (terceira etapa).

3.2 Objetivos específicos

- Avaliar o efeito de enraizador artificial;
- Avaliar o efeito de extrato de aranto no enraizamento;
- Avaliar o efeito de extrato de tiririca no enraizamento;
- Avaliar a eficácia do meio Ureia, Superfosfato triplo e Ágar (USA) no cultivo da alga;
- Avaliar a eficácia do meio Cenoura-Ágar (C.A) no cultivo da alga;
- Avaliar a eficácia do meio Nitrogênio-Fósforo-Potássio (NPK) 15-05-05 no cultivo da alga;
- Avaliar a eficácia do meio NPK 10-10-10 no cultivo da alga;
- Avaliar a eficácia do meio NPK 30-10-10 no cultivo da alga;
- Avaliar a eficácia do meio NPK 20-20-20 no cultivo da alga;
- Avaliar a eficácia do meio Batata, Sacarose, Ágar (BSA) no cultivo da alga;
- Avaliar a eficácia do Meio Básico de Bold (MBB) no cultivo da alga;

4 METODOLOGIA

O estudo foi desenvolvido no laboratório e sala de vegetação do Colégio Estadual Jardim Porto Alegre na cidade de Toledo – Paraná seguindo 3 etapas.

4.1 Estaquia (primeira etapa)

Para a estaquia, inicialmente retirou-se galhos de lichia com cerca de 25cm de comprimento e cerca de 2cm de largura, e cortou-se a ponta diagonalmente para que a planta consiga absorver melhor o extrato, além disso, deixou-se duas folhas cortadas ao meio em cada estaca para verificar se a planta está saudável a partir da análise delas, estando secas ou saudáveis. Preparou-se os extratos com a tiririca, com aranto e com o enraizador comercial artificial, cada um possuía 10 tratamentos além do controle, e em cada um deles fez-se a variação de 10% a cada tratamento. Posteriormente adicionou-se as estacas aos extratos e foram armazenadas, realizando a análise 2 vezes semanais.

A porcentagem na Tabela 1 indica a concentração do extrato, por exemplo, o de aranto 10%, considerando que cada garrafinha possui 180mL, 18mL foram destinados ao extrato e os outros 162mL foram completados com água.

Tabela 1: Tratamentos dos enraizadores.

TRATAMENTOS
T1 – Aranto 0% (Controle)
T2 – Aranto 10%
T3 – Aranto 20%
T4 – Aranto 30%
T5 – Aranto 40%
T6 – Aranto 50%
T7 – Aranto 60%
T8 – Aranto 70%
T9 – Aranto 80%
T10 – Aranto 90%
T11 – Aranto 100%
T12 – Tiririca 0% (Controle)
T13 – Tiririca 10%
T14 – Tiririca 20%
T15 – Tiririca 30%
T16 – Tiririca 40%
T17 – Tiririca 50%
T18 – Tiririca 60%
T19 – Tiririca 70%

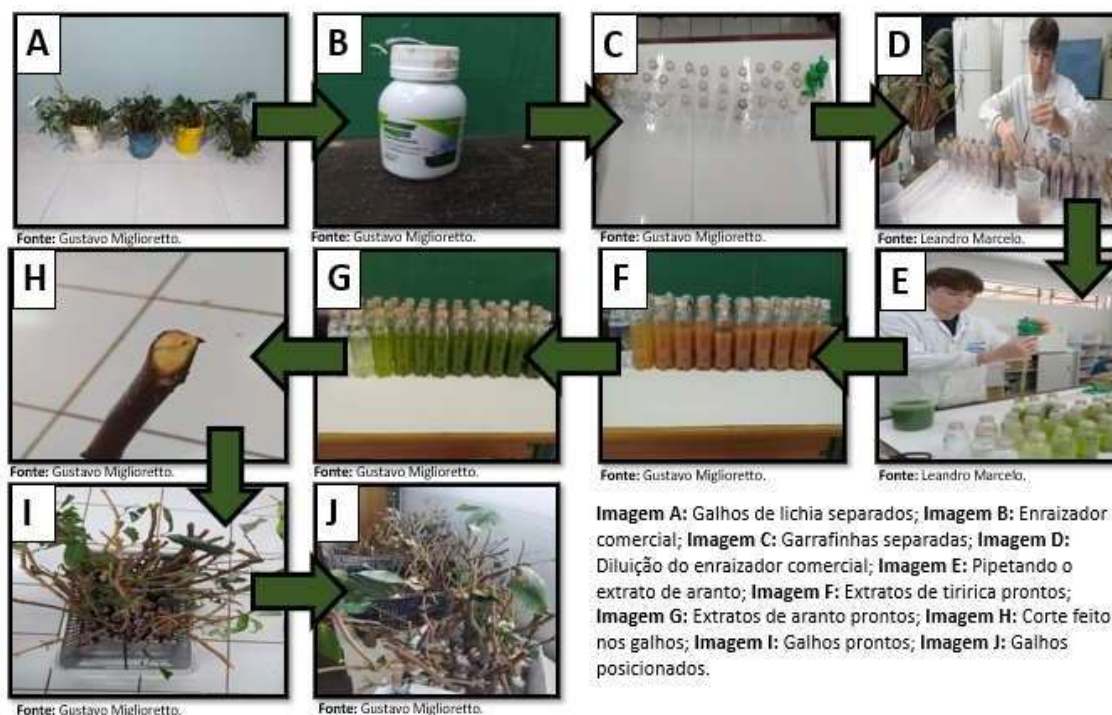


- T20 – Tiririca 80%
- T21 – Tiririca 90%
- T22 – Tiririca 100%
- T23 - Enraizador artificial 0% (Controle)
- T24 - Enraizador artificial 10%
- T25 - Enraizador artificial 20%
- T26 - Enraizador artificial 30%
- T27 - Enraizador artificial 40%
- T28 - Enraizador artificial 50%
- T29 - Enraizador artificial 60%
- T30 - Enraizador artificial 70%
- T31 - Enraizador artificial 80%
- T32 - Enraizador artificial 90%
- T33 - Enraizador artificial 100%

Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

Os extratos foram preparados a partir da diluição do extrato do aranto, utilizou-se a pipeta para a pipetagem às garrafinhas conforme ilustrado no fluxograma 1.

Fluxograma 1: Preparo dos extratos.





4.2 Meios de cultivo (segunda etapa)

Inicialmente preparou-se os meios de cultivo conforme listado na tabela 2, para o meio EFH (Extrato da folha do hospedeiro) utilizou-se 100g/L de folhas sadias de lichia. Para o meio C.A (Cenoura-Ágar), utilizou-se 300g/L de cenoura triturada. Para o USA (Ureia. Superfosfato triplo e Ágar), pesou-se 0,6g de superfosfato triplo e 0,3g de ureia macerados. Para o meio básico de Bold (MBB) usou-se 1 litro de água destilada, 1,0 g de nitrato de cálcio ($\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$), 0,2 g de fosfato de potássio (K_2HPO_4), 0,1 g de sulfato de magnésio (MgSO_4), 0,01 g de cloreto de ferro (FeCl_3), 0,1 g de carbonato de cálcio (CaCO_3) com pH 6,5-7,0. Os meios de NPK foram preparados nas concentrações mostradas na bula de cada um, para 1 litro de água.

Tabela 2: Tratamentos utilizando diferentes meios de cultivo em laboratório.

TRATAMENTOS
T1 – Ureia-Superfosfato triplo (USA) com algodão;
T2 – USA sem algodão;
T3 – USA líquido com algodão;
T4 – USA líquido sem algodão;
T5 – USA líquido com agitador magnético;
T6 – Cenoura-Ágar (C.A) com algodão;
T7 – C.A sem algodão;
T8 – C.A líquido com algodão;
T9 – C.A líquido sem algodão;
T10 – C.A líquido com agitador magnético;
T11 – Batata-Dextrose-Ágar (BDA) com algodão;
T12 – BDA sem algodão;
T13 – BDA líquido com algodão;
T14 – BDA líquido sem algodão;
T15 – BDA líquido com agitador magnético;
T16 – Batata-Sacarose-Ágar (BSA) com algodão;
T17 – BSA sem algodão;
T18 – BSA líquido com algodão;
T19 – BSA líquido sem algodão;
T20 – BSA líquido com agitador magnético;



- T21 – Nitrogênio-Fosfato-Potássio (NPK) 10-10- 10 com algodão;
- T22 – NPK 10-10-10 sem algodão;
- T23 – NPK 10-10-10 líquido com algodão;
- T24 – NPK 10-10-10 líquido sem algodão;
- T25 – NPK 10-10-10 líquido com agitador magnético;
- T26 – NPK 15-05-05 com algodão;
- T27 – NPK 15-05-05 sem algodão;
- T28 – NPK 15-05-05 líquido com algodão;
- T29 – NPK 15-05-05 líquido sem algodão;
- T30 – NPK 15-05-05 líquido com agitador magnético;
- T31 – NPK 30-10-10 com algodão;
- T32 – NPK 30-10-10 sem algodão;
- T33 – NPK 30-10-10 líquido com algodão;
- T34 – NPK 30-10-10 líquido sem algodão;
- T35 – NPK 30-10-10 com agitador magnético;
- T36 – NPK 09-06-06 com algodão;
- T37 – NPK 09-06-06 sem algodão;
- T38 – NPK 09-06-06 líquido com algodão;
- T39 – NPK 09-06-06 líquido sem algodão;
- T40 – NPK 09-06-06 líquido com agitador magnético;
- T41 – Meio Básico de Bold (MBB) com algodão;
- T42 – MBB sem algodão;
- T43 – MBB líquido com algodão;
- T44 – MBB líquido sem algodão;
- T45 – MBB líquido com agitador magnético.

Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

O estudo contou com o uso de 45 tratamentos com 3 repetições cada um, totalizando 135 Erlenmeyers com meios líquidos e com o uso de 12 agitadores magnéticos. Já no meio sólido utilizou-se os mesmos 45 tratamentos, porém com 5 repetições cada, totalizando 225 placas de Petri.



Imagem K: Pesagem da Ureia



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto

Imagem L: Pesagem do Superfosfato triplo



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto

Imagem M: Macerando a ureia e o superfosfato triplo



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto

Conforme demonstrado no fluxograma 3 todos os meios foram preparados tanto de forma líquida, quanto na forma sólida (com a adição de Ágar). Os meios foram preparados

e esterilizados em uma autoclave na temperatura de 120° por 20 minutos à 1,4 ATM., para a inoculação da alga, pequenas amostras de 5 x 5 mm de folha, que incluíam a zona de junção entre o tecido saudável e o tecido afetado, foram coletados e, na sequência, foram submetidos a um processo de desinfecção que consistiu nas seguintes etapas: imersão em álcool 70% por 30 segundos, seguido de hipoclorito de sódio a 1% por 30 segundos, e, por fim, em água destilada esterilizada (ADE) por três vezes durante 60 segundos cada (Vasconcelos, 2015).

Após a lavagem, inserimos os fragmentos das folhas com alga em Erlenmeyers com os meios já autoclavados com auxílio de uma pinça, em seguida alguns foram colocados nos agitadores magnéticos durante cerca de 7 dias, e adicionamos um fragmento metálico dentro do meio para ele girar e criar um vórtex na água, oxigenando-a. Os demais tratamentos foram acondicionados sem o uso de agitadores magnéticos, sendo eles os meios C.A, o NPK 15-05-05, o NPK 30-10-10 e o USA. A avaliação dos meios foi realizada a cada 2 dias.

Fluxograma 3: Preparo dos meios.



4.3 Aprimoramento dos meios (terceira etapa)

A terceira etapa do projeto constitui-se na avaliação dos meios que aparentaram o melhor crescimento, então focou-se na utilização destes com o uso de agitadores magnéticos e em diluições diferentes tendo em vista as variações de crescimento que foram observadas e que segundo Kaplan, 2013, o crescimento da alga pode ser desacelerado devido ao processo de regulação osmótica, pois os meios possuem muitos nutrientes e sais, fazendo a água sair das células das algas pela plasmólise.

Conforme apresentado na tabela 3, foram testadas diferentes diluições, a diluição do meio USA foi em 150mL (tamanho do Erlenmeyer) em cada um deles, ou seja, o USA 25% havia 37,5mL de meio, o 50% havia 75mL e o 75% tinha 112,5mL.

Tabela 3: Meios utilizados na terceira etapa do projeto.

TRATAMENTOS
T1 – Meio USA 25%;
T2 – USA 50%;
T3 – USA 75%;
T4 – Água (Controle);
T5 – Meio sacarose e amido;
T6 – NPK 15-05-05

Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

Nesta etapa testou-se 6 tratamentos com 3 repetições cada, totalizando 18 Erlenmeyers com meio líquido e com o uso de agitadores magnéticos.



5 RESULTADOS OBTIDOS

5.1 Primeira etapa da pesquisa

Verificamos que as estacas de lichia não obtiveram nenhum crescimento de brotos nem de raízes nas concentrações altas do enraizador artificial, crescendo somente no controle e na concentração mais baixa. Os extratos de arantos (*Kalanchoe daigremontiana*) foram os que demonstraram melhores resultados de brotação. Os brotos começaram a surgir após cerca de 10 dias. Como mostram as figuras 1 à 5, o crescimento dos brotos alcançou seu pico de crescimento após cerca de 25 dias.

Figura 1: Crescimento das folhas de lichia do extrato de aranto T9 R2.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto;



Figura 2: Crescimento das folhas de lichia no extrato de enraizador comercial
T1 R2.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto;

Figura 3: Crescimento das folhas de lichia no extrato de enraizador comercial
T1 R1.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto;



Figura 4: Crescimento das folhas de lichia do extrato de aranto T9 R1.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto;

Figura 5: Crescimento das folhas de lichia do extrato de aranto T6 R1.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto;



Figura 6: Ácaro presente nas folhas recém-nascidas.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

5.2 Segunda etapa da pesquisa

Alguns resultados parciais do isolamento da alga mostraram-se satisfatórios, mostrando que ela houve crescimento nos meios líquidos: meio básico de Bold, como mostra a Figura 7 além do NPK 30-10-10, do NPK 20-20-20, do meio USA e do meio C.A porém, de acordo com Vasconcelos, 2015, a alga se reproduz melhor ao utilizar-se de um agitador magnético, entretanto em contra partida, neste estudo foi possível perceber o crescimento micelial da alga também em alguns meios líquidos sem a utilização de agitador magnético, sendo eles o NPK 30-10-10, NPK 20-20-20, o NPK 10-10-10 e o USA. Sunpapao, 2018, registrou a melhor reprodução de *Cephaleuros virescens* no Meio Básico de Bold, sendo contrário à pesquisa atual, que obteve o melhor como sendo o meio USA.

Figura 7: Meio Básico de Bold demonstrando grande crescimento micelial de *Cephaleuros virescens*.





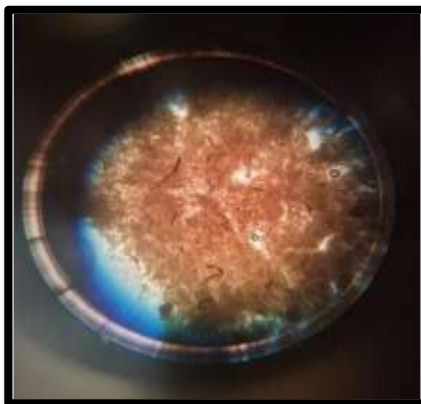
Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto;

Figura 8: Meio USA demonstrando crescimento algal no vértice da água.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto;

Figura 9: Alga em meio USA vista no microscópio na objetiva de 4x.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

Figura 10: Meio NPK 15-05-05 demonstrando crescimento algal no vértice da água visto no microscópio na objetiva de 4x.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.



Figura 11: Meio NPK 20-20-20 demonstrando crescimento algal no vértice da água.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

Figura 12: Meio NPK 30-10-10 demonstrando crescimento algal com agitação.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

Figura 13: Meio C.A demonstrando crescimento algal no vértice da água.



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

Com base nas imagens apresentadas, é possível observar resultados com maior crescimento algal visível foram: o Meio Básico de Bold (MBB), como mostra a Figura 7 e o meio USA, como mostra a Figura 8, a Figura 9 mostra a alga se desenvolvendo no meio

USA, as partes mais claras e dispersas é onde ela se desenvolveu, a Figura 10 dá um exemplo de como é o crescimento da alga, sendo essa retirada da área algal que desenvolveu-se no vértice da água, todavia os meios com NPK 15-05-05, NPK 20-20-20 apresentado na Figura 11, NPK 30-10-10 apresentado na Figura 12 e C.A. mostrado na Figura 13 também apresentaram um ótimo crescimento algal se destacando visivelmente na quantidade de algas em desenvolvimento. Os tratamentos em crescimento no agitador magnético também se mostraram eficientes, porém o estudo está em andamento e não apresenta resultados conclusivos até o momento.

Além disso, o meio USA obteve um crescimento que Vasconcelos, 2015 não obteve, mesmo utilizando meios de cultura de custo mais elevado, levando em consideração que o custo por litro do meio USA foi de 1 centavo, tendo em vista que, na literatura, 1kg de ureia é R\$ 16,39 e 1kg de superfosfato triplo é R\$ 17,90, ou seja, para 0,3g de ureia o custo é de R\$ 0,004 e de 0,6g de superfosfato é de R\$ 0,011, totalizando R\$ 0,015, obteve-se um resultado muito promissor, já que autores como Vasconcelos, 2015, que obteve 55mg de crescimento utilizando um meio convencional, já o USA, mais acessível, conseguiu-se um crescimento máximo de 1640mg. Pires, 2018 notou que os meios de cultivo utilizados por ele obtiveram cerca de 8,5mg de crescimento, com isso, observa-se uma drástica diferença de peso da alga.

5.3 Terceira etapa da pesquisa

Na terceira etapa da pesquisa, obtivemos os resultados parciais que o meio USA na concentração de 25% não demonstrou sucesso de reprodução, já o controle, só com água obteve a melhor reprodução da alga. O fato dela ter mais facilidade de reprodução na água é por conta da concentração dos meios, já que, por osmose, os meios são hipertônicos em relação ao interior da célula da alga, pois há nutrientes e sais dissolvidos, isso força a água a sair da célula, levando à desidratação celular, ou plasmólise, então, o crescimento cessa (Kaplan, 2013; Affenzeller, 2009; Zwiewka, 2015; University of Hawaii at Manoa, 2025). Esse é o motivo pelo qual preparamos meios USA diluídos.

De acordo com Sunpapao, 2018, “Estruturas reprodutivas, como corpos semelhantes a gametângios e esporângios, foram formadas pelas cinco espécies de *Cephaleuros*, mas zoósporos ou gametas não foram observados em meio ágar. *C. virescens* formaram



gametângios em meio ágar Benecke, mas nenhum gameta foi observado”, ou seja, em sua pesquisa, ele também obteve dificuldades na reprodução da alga em meios agarizados.

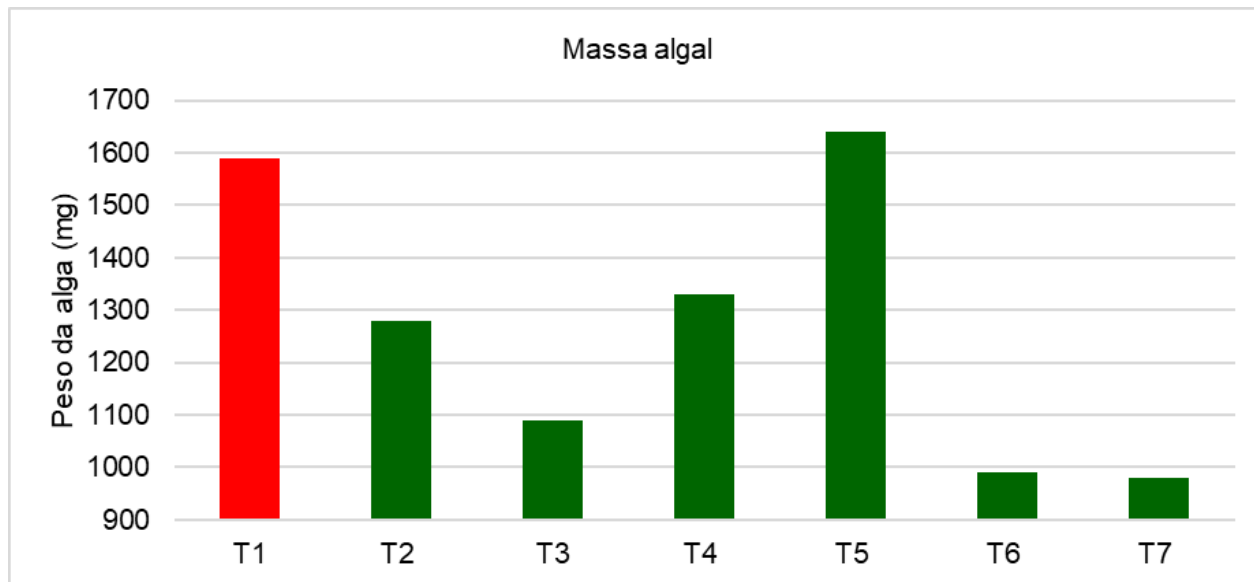
Isso sem contar que, de acordo com Fang, 2024, após o sequenciamento genético de três diferentes espécies de *Cephaleuros*, incluindo *C. virescens*, ele pôde concluir que elas se desenvolveram de forma distinta uma da outra, e foram adaptadas pela seleção natural a realizarem fotossíntese em luz fraca, indicando o porquê delas se desenvolverem melhor em ambientes mais sombreados. A pesquisa atual foi realizada em um ambiente controlado com fotoperíodo de 12h, mas como consequência da luz forte, a alga pode ter sido inibida.

Nessa etapa, fez-se a pesagem da alga por biomassa, ou seja, a cada 4 dias retirou-se ela e colocou-se em filtros de cafés anteriormente já pesados, e fez-se a secagem delas em um forno à $\pm 65^{\circ}\text{C}$ durante cerca de 10 minutos. Após isso, pesou-se novamente com a tara na balança e conseguiu-se o valor estimado do crescimento dela. A Tabela 4 apresenta o peso obtido em cada tratamento, pode-se observar que somente a concentração do meio USA de 75% conseguiu superar o controle, os outros tratamentos se demonstraram inferiores a ele, isso sem contar que os meios que tiveram os melhores pesos foram todas as concentrações do meio USA, indicando que o meio é um facilitador na reprodução da alga. O gráfico abaixo é referente aos resultados obtidos de acordo com a Tabela 3, com os valores do eixo vertical sendo o peso da alga em mg e o eixo horizontal os tratamentos.

Tabela 4: Crescimento algal no período

TRATAMENTOS	PESO DE ALGA INICIAL	PESO DE ALGA EM 12 DIAS	PERCENTUAL DE CRESCIMENTO
T1 – Água (Controle)	30mg	1590mg	5200%
T2 – Amido + Sacarose	30mg	990mg	3200%
T3 – USA	30mg	1280mg	4166,7%
T4 – NPK 15-05-05	30mg	980mg	3166,7%
T5 – USA 25%	30mg	1090mg	3533,3%
T6 – USA 50%	30mg	1330mg	4333,3%
T7 – USA 75%	30mg	1640mg	5366,7%

Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto



Fonte: Gustavo Felipe Miglioretto.

6 CONCLUSÕES OU CONSIDERAÇÕES FINAIS

6.1 Conclusão primeira etapa da pesquisa

Na primeira etapa da pesquisa, podemos concluir que uso de enraizadores artificiais demonstrou ser efetivo no brotamento dos galhos de lichia, entretanto, ainda apresenta um risco de dependência química para as plantas. O extrato de aranto obteve crescimento de brotos similar ao do enraizador artificial, o de tiririca não se demonstrou efetivo no brotamento.

Contudo, pode-se destacar que nenhum dos extratos conseguiu estimular o crescimento de raízes nos galhos, somente de brotos.

6.2 Conclusão segunda etapa da pesquisa

Na segunda etapa da pesquisa, podemos concluir que os meios de NPK 30-10-10, o Meio Básico de Bold (MBB) e o USA obtiveram resultados acima do esperado, tendo em vista que o crescimento micelial da alga foi igual ou superior aos resultados obtidos por Vasconcelos, 2015 e Pires, 2018 na utilização de meios convencionais de preços elevados.

Vale ressaltar que o meio USA obteve a maior massa algal em comparação com os demais, além de ter sido o mais barato entre eles.

6.3 Conclusão terceira etapa da pesquisa

Com base nos resultados obtidos, pode-se concluir que o meio de cultura USA apresentou um bom ambiente para a reprodução da alga, tendo em vista que ela conseguiu se reproduzir em todas as concentrações do meio, sendo possível observar a grande massa algal formada sobre o meio.

Isso sem contar que a hipótese do agitador magnético facilitar a reprodução da espécie foi confirmada, já que, com ele, a alga teve mais facilidade para se reproduzir, como mostra o resultado do peso da biomassa da mesma.

REFERÊNCIAS

AFFENZELLER, M. J.; LÜTZ, C. Salt stress-induced cell death in the unicellular green alga *Chlamydomonas reinhardtii*. **Environmental and Experimental Botany**, [S.l.], v. 67, n. 2, p. 287–293, 2009. DOI: 10.1016/j.envexpbot.2009.01.003.

ALAM, M.Z.; WADUD, M.A. On the biology of litchi mite, *Aceria litchi* Keifer (Eriophyidae, Acarina) in East Pakistan. **Pakistan Journal of Science**, v.15, p.232-240, 1963.

ALMEIDA, J. E. M. Mancha-de-alga. In: GALLI, F. (Ed.). *Doenças de plantas cultivadas no Brasil*. 2. ed. São Paulo: **Agronômica Ceres**, 1985. p. 681–683.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Brasília.

FANG, J., LIU, Z., ZHANG, X., & CHEN, L. (2024). Comparative analysis of chloroplast genomes in *Cephaleuros* and its related genus *Trentepohlia*: Insights into adaptive evolution. *Frontiers in Plant Science*, 15, 11275322. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.11275322>

GARCIA-PÉREZ, E. Influência de temperatura, anelamento e reguladores de crescimento, sobre a floração e frutificação de lichieiras. Jaboticabal, SP., 2006. 91 p. Tese (Doutorado) – **Universidade Estadual de São Paulo**.

HUANG, K. *Aceria* (Acarina: Eriophyoidea) in Taiwan: five new species and plant abnormalities caused by sixteen species. **Zootaxa**, Auckland, v.1829, n.1, p.1-30, 2008.

KAPLAN, F.; HOLZINGER, A.; LÜTZ, C. Osmotic stress in Arctic and Antarctic strains of the green alga *Zygnema* (Zygnematales, Streptophyta): Effects on photosynthesis and ultrastructure. **Micron**, [S.l.], v. 44, n. 1, p. 1–9, 2013. DOI: 10.1016/j.micron.2012.10.003. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.micron.2012.10.003>.

LICHIAS. Disponível em: <http://www.lichias.com/>. Acesso em: 8 fev. 2016.

MALAGI, G., I. D. Santos, S. M. Mazaro y C. A. Gugins. 2011. Detection of algal leaf spot (*Cephaleuros virescens* Kunze) in *Citrus* in Paraná State. **Revista Brasileira de Agrociência** 17(1): 148-152.

PIRES, L. M.; MARQUES, M. G.; DE OLIVEIRA, T. A. S.; DUARTE, E. A. A.; CARVALHO, D. D. C. Crescimento *in vitro* da alga *Cephaleuros virescens* em diferentes meios de cultura e sob efeito de hormônios. **Scientia Agraria**, Curitiba, v. 19, n. 1, p. 1–7, abr. 2018.

PONMURUGAN, P.; SARAVANAM, D.; RAMYA, M. Culture and biochemical analysis of a tea algal pathogen, *Cephaleuros parasiticus*. **Journal of Phycology**, v. 46, p. 1017- 1023, 2010.

RAGA, A.; MINEIRO, J.L. de C.; SATO, M.E.; MORAES, G.J. de; FLECHTMANN, C.H.W. Primeiro relato de *Aceria litchii* (Keifer) (Prostigmata: Eriophyidae) em plantas de lichia no Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.32, p.628-629, 2010.

SUNPAPAO, A.; PITALOKA, M. K. A new record of plant parasitic green algae, *Cephaleuros diffusus* (Trentepohliaceae, Chlorophyta), on *Acacia auriculiformis* hosts in Thailand. **Biodiversitas**, v. 16, n. 2, p. 116-120, 2015.

SUTO, Y.; OHTANI, S. Morphological features and chromosome numbers in cultures of five *Cephaleuros* species (Trentepohliaceae, Chlorophyta) from Japan. **Phycological Research**, v. 59, p. 42-51, 2011.

UNIVERSITY OF HAWAII AT MANOA. Structure and function of aquatic plants and algae. Disponível em: <https://manoa.hawaii.edu/exploringourfluidearth/biological/aquatic-plants-and-algae/structure-and-function>. Acesso em: 14 out. 2025.

VASCONCELOS, C. V.; Caracterização morfofisiológica e severidade de *Cephaleuros virescens* em mangueira. 2015. 44 f. Dissertação (Mestrado em Produção vegetal). **Universidade Federal de Goiás**, Ipameri, 2015.

WAITE, G. K. Pests of lychees in Australia. In: MENZEL, C. M.; GREER G. N. (Ed.). The potential of Lychee in Australia. Sunshine: **Coast Subtropical Fruits Association**, 1986. p.42-48.

ZWIEWKA, M.; NODZYŃSKI, T.; ROBERT, S.; VANNESTE, S.; FRIML, J. Osmotic stress modulates the balance between exocytosis and clathrin-mediated endocytosis in *Arabidopsis thaliana*. **Molecular Plant**, [S.l.], v. 8, n. 8, p. 1175–1187, 2015. DOI: 10.1016/j.molp.2015.03.007.