Desenvolvimento de um Sistema Microcontrolado de Baixo Custo para a Quantificação da Fluorescência da Clorofila

Flávia Alessandra Santos de Jesus[1], **Martha Ximena Torres Delgado**[1]

[1]Departamento de Engenharias e Computação – Universidade Estadual de Santa Cruz (UESC)
Rodovia Jorge Amado, km 16 – 45662-900 – Ilhéus – BA – Brasil

fasjesus.cic@uesc.br, mxtd@uesc.br

Abstract. *Chlorophyll fluorescence enables non-invasive assessment of photosynthetic efficiency and early detection of plant stress, but commercial fluorometers are prohibitively expensive. This paper describes a low-cost fluorometer for liquid samples based on an Arduino Uno, a 400 nm UV LED, an LDR photosensor, and gelatin filters, with guided triplicate measurement and moving-average digital filtering. The device was evaluated in two stages: calibration with quinine and fluorescein (R^2 = 0.985 and R^2 = 0.951, respectively), and validation against the Pocket PEA using alcoholic spinach leaf extracts under water stress (R^2 = 0.90). Results confirm the prototype as a viable solution for low-cost academic and scientific applications.*

Resumo. *A fluorescência da clorofila permite avaliar a eficiência fotossintética e detectar precocemente o estresse em plantas, mas o alto custo de aparelhos comerciais restringe seu uso. Este artigo descreve o desenvolvimento de um fluorômetro de baixo custo para amostras líquidas, baseado em Arduino Uno, LED UV (400 nm), sensor LDR e filtros de gelatina, com medição guiada em triplicata e filtragem por média móvel. O dispositivo foi avaliado em duas etapas: calibração com quinino e fluoresceína (R^2 = 0,985 e R^2 = 0,951, respectivamente) e validação frente ao Pocket PEA com extratos alcoólicos de espinafre sob estresse hídrico (R^2 = 0,90). Os resultados confirmam o protótipo como solução viável para aplicações acadêmicas e científicas de baixo custo.*

1. Introdução

A saúde das plantas é um fator crítico tanto para a segurança alimentar quanto para a preservação ambiental. De acordo com a Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura [FAO 2021], cerca de 30% da produção global de alimentos — o equivalente a 1,3 bilhão de toneladas — são perdidos ou desperdiçados anualmente. Desse total, as etapas de produção final (28%) e de manejo e armazenamento (22%) representam metade das perdas, evidenciando a necessidade urgente de tecnologias que otimizem o monitoramento e o controle do estado fisiológico das culturas nessas fases.

Nesse contexto, a medição da fluorescência da clorofila a, principal pigmento envolvido na absorção de luz durante a fotossíntese, destaca-se como uma ferramenta de monitoramento precoce. Por centralizar a fotossíntese, alterações metabólicas ou nutricionais refletem-se rapidamente em sua emissão [Oliosi et al. 2016]. Trata-se de uma técnica rápida e não invasiva para avaliar o real desempenho fotossintético vegetal [Adams and Demmig-Adams 2004].

Apesar de sua importância para a fisiologia vegetal e para a agricultura de precisão, a adoção generalizada dessa técnica encontra uma barreira limitante: o alto custo dos fluorômetros comerciais portáteis. Equipamentos de referência no mercado, como o LI-600 (LI-COR Biosciences) e o Pocket PEA (Hansatech Instruments), exigem investimentos elevados, tornando-se inacessíveis para pequenos agricultores e instituições de ensino e pesquisa com orçamentos restritos.

Para contornar esse obstáculo, a literatura científica registra diversas iniciativas voltadas ao desenvolvimento de medidores de fluorescência de baixo custo. No cenário nacional, Sartori e Loreto (2009) propuseram um medidor caseiro e demonstraram a viabilidade de construir instrumentos simples utilizando componentes acessíveis. Posteriormente, Ribeiro Junior et al. (2016) avançaram nessa direção, aplicando o conceito ao ensino de fisiologia vegetal e bioquímica. No âmbito internacional, Gull et al. (2016), Nasution et al. (2023) e Piassalonga (2022) exploraram o uso de métodos de baixo custo para a construção de sensores, discutindo estratégias para melhorar a precisão e a reprodutibilidade dos dados obtidos.

O presente trabalho tem como objetivo desenvolver e avaliar um protótipo de fluorômetro de solução com baixo custo que incorpora, à concepção de Sartori e Loreto (2009), um microcontrolador Arduino Uno para controle do sistema e aquisição automatizada de dados. A avaliação compreende duas etapas sequenciais: (i) calibração do protótipo com soluções fluorescentes de referência conhecida, e (ii) validação por comparação direta com o Pocket PEA em ensaios com extratos alcoólicos de clorofila submetidos a estresse hídrico.

As próximas seções apresentam a fundamentação teórica (Seção 2), a metodologia (Seção 3), descrevem o desenvolvimento (Seção 4), apresentam e discutem os resultados (Seção 5) e sintetizam as contribuições e direções futuras (Seção 6).

2. Fundamentação Teórica

2.1. O fenômeno da fluorescência e sua aplicação na clorofila

A fluorescência é um fenômeno fotofísico no qual uma molécula absorve um fóton de determinado comprimento de onda e re-emite um fóton de comprimento de onda maior — e, portanto, de menor energia — após um processo de relaxação vibracional [Atkins and Paula 2006]. Esse deslocamento entre o comprimento de onda de excitação e o de emissão é conhecido como deslocamento de Stokes e é o princípio fundamental que torna possível separar opticamente o sinal de fluorescência da luz de excitação [Atkins and Paula 2006].

No contexto fotossintético, a clorofila *a* é o principal pigmento responsável pela absorção de luz nas regiões azul ($\sim$400–450 nm) e vermelha ($\sim$650–680 nm) do espectro visível [Baker 2008]. Quando excitada, a molécula eleva um elétron ao estado excitado singlete, que pode retornar ao estado fundamental por três vias competitivas: fotoquímica (utilizada na fotossíntese), dissipação térmica e emissão de fluorescência [Baker 2008]. A fluorescência emitida pela clorofila *a* situa-se na faixa de 660 a 800 nm, com pico em aproximadamente 685–690 nm [Gull et al. 2016]. Essa diferença expressiva de rendimento quântico entre a clorofila e pigmentos como o β-caroteno — cuja razão é de 100 a 200 vezes em favor da clorofila [Kleinegris et al. 2010] — é o que torna a fluorescência um indicador altamente seletivo da presença de clorofila em uma amostra.

A análise da fluorescência da clorofila é amplamente empregada na avaliação da eficiência fotossintética e na detecção precoce de estresses bióticos e abióticos em plantas, como deficiência hídrica, nutricional, contaminação por metais pesados e ação de herbicidas [Baker 2008]. Apesar de sua importância, fluorômetros comerciais podem custar milhares de dólares, o que limita sua adoção em contextos de ensino e pesquisa com recursos restritos. Essa barreira tem motivado o desenvolvimento de alternativas de baixo custo descritas na literatura, apresentadas a seguir.

2.2. Propostas de fluorômetros de baixo custo

Sartori e Loreto (2009) apresentaram um medidor de fluorescência caseiro voltado ao ensino de química. A principal vantagem do trabalho é a acessibilidade dos materiais e a clareza do método de validação: uma curva de supressão progressiva da fluorescência da quinina pelo íon Cl^- da água salgada, demonstrando quantitativamente que o instrumento responde ao fenômeno da fluorescência. Os autores indicam ainda que o experimento pode ser replicado com extrato alcoólico de clorofila e iodeto de sódio como supressor, substituindo o filtro verde pelo vermelho. A principal desvantagem é a ausência de microcontrolador, o que limita a automatização das medições e a integração com sistemas de aquisição de dados.

Ribeiro Junior et al. (2016) propuseram um medidor semelhante aplicado à fisiologia vegetal e bioquímica, com ênfase no contexto educacional. A vantagem está na demonstração da aplicabilidade didática do instrumento. A desvantagem é a validação predominantemente qualitativa, sem metodologia quantitativa estruturada que permita comparar o desempenho do protótipo com parâmetros estabelecidos na literatura.

Gull et al. (2016) desenvolveram um sistema com microcontrolador, modulação PWM do LED e software dedicado para aquisição e análise dos dados, validado por comparação direta com o fluorômetro comercial Mini-PAM. A principal vantagem é justamente essa comparação com equipamento de referência, que confere maior rigor à validação, além disso, a medição foi in vivo. As desvantagens incluem o uso de plataforma de microcontrolador menos acessível, e um software desenvolvido exclusivamente para o sistema, dificultando a replicação por terceiros.

Nasution et al. (2023) trabalharam com extratos alcoólicos de clorofila em diferentes concentrações, demonstrando linearidade entre concentração e sinal de fluorescência, com pico de emissão detectado entre 625 nm e 765 nm, centrado em aproximadamente 671–674 nm. A vantagem é o uso do Arduino como plataforma acessível e a validação por curva de concentração com extrato real de clorofila. A desvantagem é a ausência de controle negativo ou supressor de fluorescência, deixando em aberto a questão de se o sinal detectado é exclusivamente de fluorescência ou inclui contribuições de reflexão e espalhamento de luz.

Piassalonga (2022) explorou o desenvolvimento de dispositivo de baixo custo aplicado em análises químicas por fluorescência, contribuindo para ampliar o conjunto de abordagens de instrumentação econômica descritas na literatura.

2.3. Contribuição do presente trabalho

Os trabalhos correlatos analisados apresentam abordagens complementares, cada um com pontos fortes em dimensões distintas: Sartori e Loreto (2009) se destacam pela simplici-

dade, baixo custo e clareza do protocolo de validação; Nasution et al. (2023) avançam ao incorporar um microcontrolador e trabalhar com extratos alcoólicos de clorofila; e Gull et al. (2016) conferem maior rigor à validação por meio da comparação com equipamento comercial de referência.

O presente trabalho visa integrar as principais vantagens dessas abordagens. Mantendo o baixo custo, a acessibilidade de componentes e a simplicidade de reprodução característicos do modelo de Sartori e Loreto (2009), o projeto incorpora um microcontrolador Arduino para automatização da aquisição de dados, à semelhança de Nasution et al. (2023). Adicionalmente, propõe-se uma metodologia de validação mais robusta, composta por três estratégias complementares: (1) controle negativo com solução de β-caroteno, cujo rendimento quântico de fluorescência é de 100 a 200 vezes inferior ao da clorofila [Kleinegris et al. 2010]; (2) curva de diluição do extrato alcoólico, verificando a resposta monotônica do instrumento à concentração do fluoróforo (substância fluorescente); e (3) supressão química da fluorescência com $CuSO_4 \cdot 5H_2O$, cujo efeito supressor sobre a clorofila *a* é documentado na literatura [Auler et al. 2012]. Essa combinação de estratégias permite não apenas verificar o funcionamento do protótipo, mas demonstrar sua seletividade ao fenômeno da fluorescência. Além disso, o uso do Arduino como plataforma de microcontrolador garante maior reprodutibilidade e acessibilidade ao projeto.

3. Metodologia

O desenvolvimento do protótipo seguiu um protocolo estruturado em etapas sequenciais. O primeiro passo consistiu na realização de uma pesquisa bibliográfica para identificar implementações de fluorômetros de baixo custo já descritas na literatura, bem como os princípios físicos e metodológicos que fundamentam a medição de fluorescência de clorofila. Com base nessa pesquisa, foram selecionados os componentes que comporiam o protótipo.

Definidos os componentes, passou-se ao projeto estrutural, no qual foi determinada a distribuição física e o layout dos elementos no dispositivo. Com o projeto estrutural definido, realizou-se a montagem e construção do sistema microcontrolado e das estruturas físicas necessárias ao seu funcionamento. Concluída a montagem, foi realizado o desenvolvimento do software no microcontrolador, implementando os algoritmos responsáveis pela medição da fluorescência e pela aquisição dos dados.

Por fim, com o sistema montado e o software implementado, iniciou-se a etapa de validação e testes, na qual o funcionamento do protótipo foi verificado por meio de três protocolos complementares. Os ensaios foram conduzidos no Laboratório de Ecofisiologia Vegetal da Universidade Estadual de Santa Cruz.

4. Desenvolvimento

4.1. Hardware

A seleção dos componentes eletrônicos foi orientada pelos critérios de baixo custo, disponibilidade comercial e adequação às características ópticas da clorofila.

O **Arduino Uno** foi escolhido como plataforma de microcontrolador por ser uma das plataformas de prototipagem mais difundidas, com ampla documentação, comunidade ativa e custo reduzido, conforme adotado também por Nasution et al. (2023).

O **LED UV** de 400 nm foi selecionado como fonte de excitação por operar próximo ao pico de absorção da clorofila *a* (∼430–450 nm) [Baker 2008]. Adicionalmente, seu uso facilita a separação óptica entre excitação e emissão por meio de filtros de baixo custo, dispensando filtros de precisão [Gull et al. 2016].

O **LDR** (*Light Dependent Resistor*) foi adotado como fotodetector por sua simplicidade de integração ao ADC (*Analog-to-Digital Converter*, conversor analógico-digital) do Arduino Uno e seu baixo custo, conforme adotado por Sartori e Loreto (2009).

Os **filtros de gelatina** foram escolhidos por serem materiais de baixo custo com disponibilidade em diversas transmitâncias espectrais [Sartori and Loreto 2009]. O filtro verde foi utilizado nos ensaios com quinino, transmitindo a emissão de fluorescência na faixa azul-verde característica da quinina [Sartori and Loreto 2009]. O filtro vermelho foi utilizado nos ensaios com extratos de clorofila, bloqueando a luz de excitação UV e transmitindo preferencialmente a emissão de fluorescência na faixa de 660–800 nm [Sartori and Loreto 2009]. A intercambialidade dos filtros confere ao protótipo versatilidade para diferentes substâncias fluorescentes.

A **protoboard** foi empregada para a montagem do circuito de condicionamento do sinal do LDR, permitindo a construção sem soldagem na placa e facilitando ajustes durante o desenvolvimento.

4.2. Estrutura Física

A estrutura adapta o arranjo de Sartori e Loreto (2009), utilizando uma caixa com câmara interna escura para garantir o isolamento óptico. O LED UV e o LDR operam em geometria de ângulo reto em relação à cubeta, o que minimiza a captação direta da luz de excitação e maximiza a detecção da fluorescência emitida. O filtro de gelatina é posicionado entre a cubeta e o LDR. O Arduino Uno e a protoboard ocupam o espaço restante da caixa, com saída lateral para o cabo USB. O circuito eletrônico e a montagem interna são ilustrados nas Figuras 1 e 2.

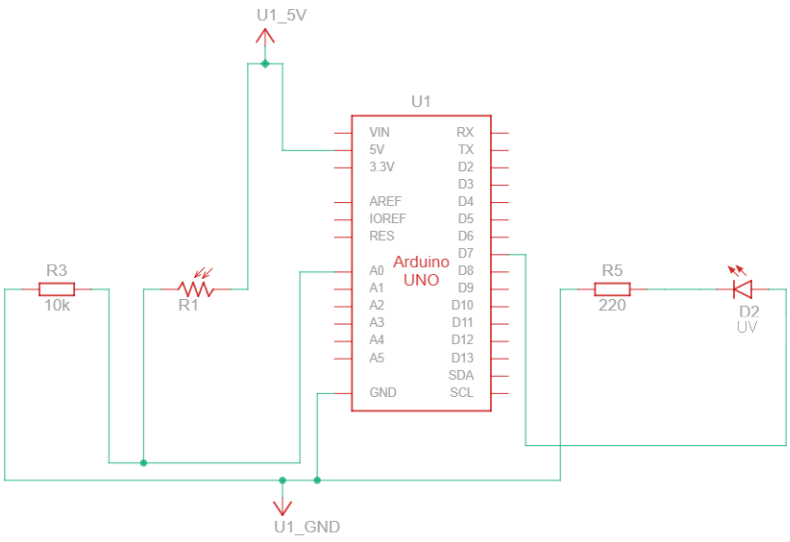


Figura 1. Esquema do circuito eletrônico do protótipo.

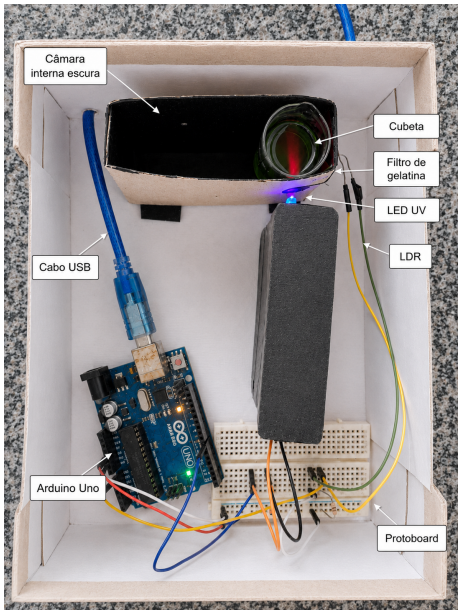


Figura 2. Vista interna do protótipo montado: microcontrolador Arduino Uno (à esquerda), a protoboard com o circuito (abaixo) e a câmara escura de isolamento óptico abrigando o sistema de medição (acima).

4.3. Firmware e Protocolo de Medição

O firmware foi desenvolvido para o Arduino Uno e implementa um protocolo de medição sequencial e guiado, projetado para minimizar o erro do operador e assegurar a reprodutibilidade. O protocolo opera em quatro etapas:

1. **Inicialização:** o sistema aguarda 30 segundos com o LED apagado e realiza 50 leituras de tensão analógica (em unidades do ADC de 10 bits, escala de 0 a 1023) para determinar a linha de base ambiental. Em seguida, o LED é aceso e o sistema aguarda mais 30 segundos para garantir estabilidade térmica de emissão.
2. **Medição do branco:** o operador insere a cubeta com solvente puro — isto é, o líquido utilizado para dissolver ou diluir a amostra (álcool etílico, nos ensaios com clorofila; água destilada, nos ensaios com quinino e fluoresceína) — e aciona o protocolo via terminal serial. O sistema coleta automaticamente uma triplicata; cada medição consiste em 50 leituras consecutivas do ADC, com exibição em tempo real de uma média móvel de janela de 10 pontos como indicador de estabilidade do sinal [Piassalonga 2022]. A média das 50 leituras constitui a *Média de Bloco*, e a média das três Médias de Bloco é o resultado final do branco.
3. **Medição da amostra:** a triplicata é repetida de forma idêntica para a amostra fluorescente.
4. **Cálculo automático:** o sistema calcula o $\text{Sinal}_{\text{Corrigido}}$ subtraindo a média do branco da média da amostra (Equação 1). Imediatamente após, o firmware aplica o modelo matemático obtido na calibração com o equipamento de referência (Equação 2), convertendo o valor de Unidades Arbitrárias (UA) para o valor estimado de fluorescência máxima (Fm) em tempo real.

$$\text{Sinal}_{\text{Corrigido}} = \overline{X}_{\text{Amostra}} - \overline{X}_{\text{Branco}} \tag{1}$$

sendo $\overline{X}_{\text{Amostra}}$ e $\overline{X}_{\text{Branco}}$ as médias (triplicatas) da amostra e do solvente. Essa subtração isola a resposta real do fluoróforo [Skoog et al. 2006 apud Pissalonga 2022]. Subsequentemente, a fim de conferir ao protótipo autonomia como instrumento de medição, o valor de $\text{Sinal}_{\text{Corrigido}}$ é submetido - como $\text{UA}_{\text{prototipo}}$ - à função de predição programada na memória do microcontrolador:

$$Fm_{estimado} = a \cdot UA_{prototipo} + b \tag{2}$$

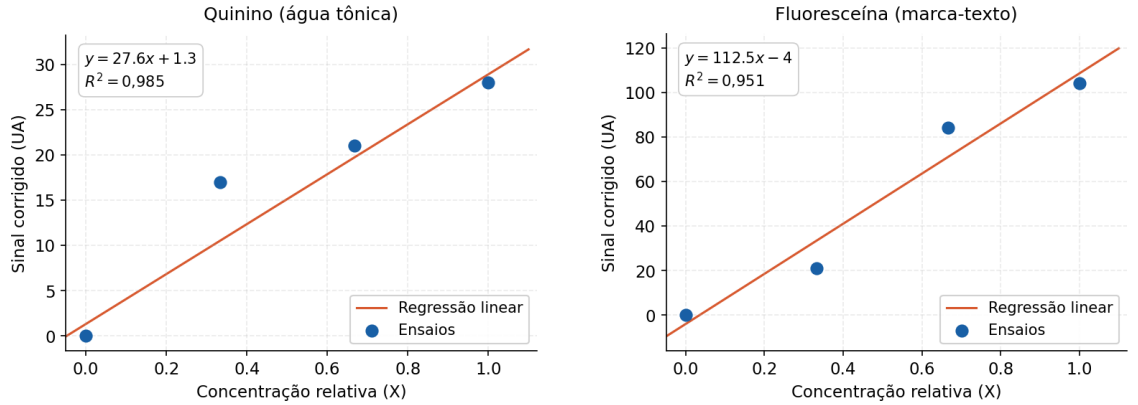
Onde a e b representam, respectivamente, os coeficientes angular e linear obtidos em laboratório pela regressão linear da curva de calibração determinados na Seção 5.3.

5. Resultados e Discussão

Esta seção apresenta a avaliação do desempenho do protótipo a partir dos ensaios de calibração, seletividade espectral, comportamento sob estresse hídrico e supressão química.

5.1. Calibração e Seletividade Espectral

A calibração foi conduzida com quinino (água tônica) e fluoresceína (marca-texto). Para cada substância fluorescente, prepararam-se quatro soluções com diluições progressivas a partir de uma solução-mãe, expressas como fração de concentração relativa X (solução pura $X = 1{,}0$; diluições 2:1 e 1:2 correspondendo a $X = 0{,}667$ e $X = 0{,}333$; branco $X = 0{,}0$). A regressão linear resultou em $R^2 = 0{,}985$ para o quinino e $R^2 = 0{,}951$ para a fluoresceína (Figura 3), ambos atendendo ao critério mínimo de $R^2 \geq 0{,}95$ do protocolo de validação.



(a) Quinino (água tônica): $y = 27{,}6x + 1{,}3$, $R^2 = 0{,}985$.

(b) Fluoresceína (marca-texto): $y = 112{,}5x - 4$, $R^2 = 0{,}951$.

Figura 3. Curvas de calibração do protótipo. Eixo horizontal: fração de concentração relativa X em relação à solução-mãe. Eixo vertical: sinal corrigido em unidades arbitrárias (UA). A reta representa o ajuste por regressão linear.

O uso da cenoura como controle negativo gerou sinal de apenas 6 UA, comportamento alinhado ao baixo rendimento quântico do β-caroteno [Kleinegris et al. 2010]. Esse resultado comprova que o filtro de gelatina bloqueia eficientemente reflexos espúrios, garantindo a leitura exclusiva do alvo.

5.2. Ensaio de Supressão Química (Quenching)

Para certificar a origem do sinal, realizou-se um ensaio de supressão com sulfato de cobre ($CuSO_4$) [Sartori and Loreto 2009]. A adição de Cu^{2+} suprimiu o estado excitado da clorofila [Wu et al. 2018], gerando uma queda de 67% nas unidades lidas pelo firmware. Isso confirma que o sensor mede a fluorescência, eliminando medições falsas por reflectância.

5.3. Ensaio de Estresse Hídrico e Regressão Linear

Os ensaios foram conduzidos com folhas de espinafre submetidas a desidratação progressiva ao longo de dois dias. Antes do início das medições, as 22 folhas foram reidratadas por aproximadamente 24 horas com os pecíolos submersos em água, garantindo turgescência inicial homogênea. Ressalta-se, contudo, que a ausência de controle térmico nas amostras pode introduzir variações devido à termossensibilidade da fluorescência. Em cada um dos quatro momentos de ensaio, um grupo de folhas foi medido pelo Pocket PEA e, em seguida, utilizado para preparo de extrato alcoólico na concentração de 0,1 g/ml de material foliar fresco em álcool etílico, assegurando comparabilidade da concentração de clorofila entre os ensaios. Os extratos foram então medidos pelo protótipo conforme o protocolo descrito na Seção 4.3 e os resultados são apresentados na Tabela 1.

Tabela 1. Leituras comparativas do protótipo e do Pocket PEA por ensaio.

Ensaio	Horário	Protótipo (UA)	Fm médio — Pocket PEA
1	24/03 — 8h10	54	22.381
2	24/03 — 13h00	63	23.906
3	24/03 — 15h30	73	25.497
4	25/03 — 7h30	47	18.514

Nos três primeiros ensaios, ambos os instrumentos registraram valores crescentes, compatíveis com a concentração progressiva de clorofila em relação ao peso fresco à medida que as folhas perdiam água. No quarto ensaio, realizado no dia seguinte, os dois instrumentos registraram queda notável, refletindo principalmente o colapso fisiológico das folhas mais desidratadas, podendo ter sido acentuado pela degradação da clorofila por processos de oxidação ocorridos durante esse intervalo de 24 horas [Baker 2008]. A análise das taxas de variação confirmou o comportamento sincronizado entre os dispositivos: o protótipo registrou queda de 12,96% da primeira à última medição, enquanto o Pocket PEA registrou queda de 17,28%.

É importante destacar que embora os instrumentos meçam grandezas distintas — a eficiência fotoquímica *in vivo* (Pocket PEA) e a concentração de clorofila no extrato alcoólico (protótipo) —, ambas refletem o conteúdo foliar de clorofila, validando a comparação entre eles.

A regressão linear entre as leituras do protótipo (variável independente) e o Fm médio do Pocket PEA (variável dependente) resultou na Equação 3, ilustrada na Figura 4:

$$Fm_{estimado} = 251{,}98 \cdot UA_{prototipo} + 7644{,}95 \tag{3}$$

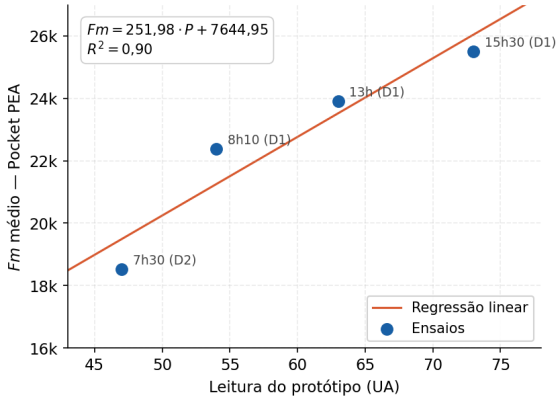


Figura 4. Regressão linear entre as leituras do protótipo (UA) e o Fm médio do Pocket PEA nos quatro ensaios de desidratação foliar.

A aplicação do modelo linear resultou em $R^2 = 0{,}90$, indicando que 90% da variabilidade do Fm registrado pelo equipamento comercial é explicada pelas leituras do sensor de baixo custo baseado em LDR. Embora a correlação com o Pocket PEA seja promissora, ela se baseia em quatro momentos amostrais ($N = 4$) devido ao acesso limitado ao laboratório, o que impede uma avaliação estatística robusta e pode superestimar o ajuste linear; por isso, a ampliação da amostragem é necessária. Esses coeficientes foram então inseridos no firmware, conforme a Seção 4.3.

6. Conclusão

Este trabalho apresentou o desenvolvimento e a avaliação de um fluorômetro de solução de baixo custo baseado em Arduino Uno, LED UV de 400 nm, LDR e filtros de gelatina intercambiáveis, construído a partir do arranjo proposto por Sartori e Loreto (2009) e aprimorado com aquisição automatizada de dados e protocolo de medição guiado com coleta em triplicata e filtragem por média móvel.

A avaliação foi conduzida em duas etapas sequenciais. Na calibração, o protótipo demonstrou resposta linear satisfatória com as duas substâncias fluorescentes testadas, atendendo ao critério de linearidade estabelecido pelo protocolo (Seção 5.1). Na validação, a comparação com o Pocket PEA em ensaios com extratos alcoólicos de espinafre sob estresse hídrico resultou em $R^2 = 0{,}90$, demonstrando que o protótipo acompanha proporcionalmente as variações registradas pelo equipamento comercial de referência.

O protótipo demonstrou ser uma ferramenta viável e de baixo custo para uso acadêmico. Como trabalhos futuros, destacam-se a ampliação da amostragem para permitir validações estatísticas mais robustas — como erro padrão da regressão, intervalo de confiança dos coeficientes e cálculos LOD/LOQ —, a substituição do LDR por um fotodiodo de maior sensibilidade e seletividade espectral, além da implementação de um sistema de monitoramento de temperatura da amostra.

7. Agradecimentos

Os autores agradecem à Universidade Estadual de Santa Cruz pelo suporte institucional e infraestrutura laboratorial, e à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado da Bahia pelo apoio financeiro (Processo nº 4918/2025). Agradecem também ao professor Dr. Marcelo

Schramm Mielke pela disponibilidade de equipamentos e apoio na condução dos ensaios em laboratório.

Referências

Adams, W. W. and Demmig-Adams, B. (2004). Chlorophyll fluorescence as a tool to monitor plant response to the environment. In Papageorgiou, G. C. and Govindjee, editors, *Chlorophyll a Fluorescence: Advances in Photosynthesis and Respiration*, volume 19. Springer, Dordrecht.

Atkins, P. and Paula, J. d. (2006). *Physical Chemistry*. Oxford University Press, Oxford, 8 edition.

Auler, P. A., Cuchiara, C. C., Peters, J. A., Martinazzo, E. G., and Bacarin, M. A. (2012). Influência do cobre sobre a fluorescência da clorofila *a* em plantas de *Alternanthera tenella*. In *21º Congresso de Iniciação Científica – 4ª Mostra Científica*. Universidade Federal de Pelotas (UFPel).

Baker, N. R. (2008). Chlorophyll fluorescence: A probe of photosynthesis in vivo. *Annual Review of Plant Biology*, 59.

FAO (2021). Food loss and waste database. Technical report, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Italy.

Gull, C., Minkov, M., Pereira, E., and Nacif, J. (2016). A low-cost chlorophyll fluorescence sensor system. In *Anais do Simpósio Brasileiro de Engenharia de Sistemas Computacionais (SBESC)*. SBC.

Kleinegris, D. M. M., van Es, M. A., Janssen, M., Brandenburg, W. A., and Wijffels, R. H. (2010). Carotenoid fluorescence in *Dunaliella salina*. *Journal of Applied Phycology*, 22(5):645–649. PMCID: PMC2935544.

Nasution, A., Pratama, D., Steadi, I., Pranata, M., Patrialova, S., and Fahri, F. (2023). Design of a simple and low-cost fluorescence-based chlorophyll meter. In *Proceedings of the International Conference on Sustainable Engineering and Advanced Technology (ICOSEAT 2022)*. Springer.

Oliosi, G., de Oliveira Rodrigues, J., Falqueto, A. R., Pires, F. R., Monte, J. A., and Partelli, F. L. (2016). Fluorescência transiente da clorofila a e crescimento vegetativo em cafeeiro conilon sob diferentes fontes nitrogenadas. *Coffee Science*, 11(4):249.

Piassalonga, G. B. (2022). *Desenvolvimento de dispositivo de baixo custo aplicado em análises químicas*. Trabalho de Conclusão de Curso, Brasil.

Ribeiro Junior, A., Andrade, I., Santos, L., Oliveira, D., and Oliveira, C. (2016). Construindo um medidor de fluorescência aplicado à fisiologia vegetal e à bioquímica. In *Anais do IV Seminário de Inovação Científica e Tecnológica*. IFBA.

Sartori, P. and Loreto, E. (2009). Medidor de fluorescência caseiro. *Química Nova na Escola*, 31(2).

Wu, M.-J., Hu, H.-H., Siao, C.-Z., Liao, Y.-M., Chen, J.-H., Li, M.-Y., Lin, T.-Y., and Chen, Y.-F. (2018). All organic label-like copper (ii) ions fluorescent film sensors with high sensitivity and stretchability. *ACS Sensors*, 3(1).