

UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALFENAS – UNIFAL – MG

INSTITUTO DE QUÍMICA

JORGE FELIPE FRANCISCO NETO

**MONITORAMENTO DOS NUTRIENTES NP, DE SOLUÇÕES NUTRITIVAS, EM
SISTEMAS HIDROPÔNICOS, POR MEIO DE IMAGENS DIGITAIS, BASEADO NO
SISTEMA DE CORES RGB**

ALFENAS-MG

2025

JORGE FELIPE FRANCISCO NETO

**MONITORAMENTO DOS NUTRIENTES NP, DE SOLUÇÕES NUTRITIVAS, EM
SISTEMAS HIDROPÔNICOS, POR MEIO DE IMAGENS DIGITAIS, BASEADO NO
SISTEMA DE CORES RGB**

Dissertação apresentada para a qualificação de mestrado em Química do programa de Pós-Graduação em Química na Universidade Federal de Alfenas. Área de concentração: Química Analítica.

Orientador: Prof. Dr. Pedro Orival Luccas.

ALFENAS-MG

2025

Sistema de Bibliotecas da Universidade Federal de Alfenas
Biblioteca Central

Francisco Neto, Jorge Felipe.

Monitoramento dos nutrientes NP, de soluções nutritivas, em sistemas hidropônicos, por meio de imagens digitais, baseado no sistema de cores RGB. / Jorge Felipe Francisco Neto. - Alfenas, MG, 2025.

53 f. : il. -

Orientador(a): Pedro Orival Luccas.

Dissertação (Mestrado em Química) - Universidade Federal de Alfenas, Alfenas, MG, 2025.

Bibliografia.

1. Hidroponia. 2. Solução Nutritiva. 3. RGB. 4. Nutrientes. 5. NP. I. Luccas, Pedro Orival, orient. II. Título.

JORGE FELIPE FRANCISCO NETO

MONITORAMENTO DOS NUTRIENTES NP, DE SOLUÇÕES NUTRITIVAS, EM SISTEMAS HIDROPÔNICOS, POR MEIO DE IMAGENS DIGITAIS, BASEADO NO SISTEMA DE CORES RGB

O Presidente da banca examinadora abaixo assina a aprovação da Dissertação apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Química pela Universidade Federal de Alfenas. Área de concentração: Química Analítica

Aprovada em: 31 de julho de 2025.

Prof. Dr. Pedro Orival Luccas
Presidente da Banca Examinadora
Instituição: Universidade Federal de Alfenas

Prof. Dr. Arnaldo Freitas de Oliveira Júnior
Instituição: Centro Federal de Educação Tecnológica de Minas Gerais

Profa. Dra. Giovana de Fátima Lima Martins
Instituição: Universidade Federal de Alfenas



Documento assinado eletronicamente por **Pedro Orival Luccas, Professor do Magistério Superior**, em 31/07/2025, às 16:18, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://sei.unifal-mg.edu.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **1566419** e o código CRC **18212806**.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, quero agradecer aos meus pais e ao meu orientador Pedro O. Luccas pelo apoio ao longo dessa jornada, como também, agradecer a Deus pela saúde e oportunidade para realizar essa tarefa.

Agradeço também meus amigos, Diogo, Daniel, Ana Carolina, Stephany, Miguel, que me deram muito apoio e bons momentos de descontração ao longo desta caminhada até aqui.

Agradeço a todos meus professores que tive ao longo da vida, principalmente o Prof. (o) Fábio Carvalho que me instigou a cursar Química, e a Prof.(a) Dr. (a) Claudia Torres por me fazer criar interesse e curiosidade pela Química Analítica.

Agradeço a Unifal por me dar oportunidade de fazer minha graduação e estar realizando a pós-graduação em química, como também agradeço a CAPES.

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

RESUMO

O cultivo de hortaliças e a agricultura em geral, possuem um grande impacto na alimentação humana. Como alternativa ao cultivo tradicional, tem-se a hidroponia, que consiste no cultivo sem solo, utilizando apenas um meio aquoso nutritivo para o desenvolvimento das plantas. As plantas necessitam de 16 nutrientes para seu desenvolvimento, os quais são divididos em macro e micronutrientes em função da quantidade consumida pelos vegetais. Dentre os macros nutrientes Nitrogênio e Fósforo têm sua relevância devido a seus ciclos biogeoquímicos e às suas abundancias relativas. Alguns estudos definiram um intervalo de concentração adequado de cada nutriente na solução nutritiva. Na maioria das aplicações hidropônicas, a concentração de nutrientes é monitorada através do valor de condutividade elétrica.

Assim, o objetivo deste trabalho foi o desenvolvimento de métodos de análise *in situ* dos macronutrientes: Nitrogênio e Fósforo, em soluções nutritivas, através do uso do sistema de cores RGB em imagens digitais, obtidas por câmera de smartphone. Para isso, reagentes cromogênicos seletivos foram utilizados, obteve-se as imagens, através de fotos, e desenvolveu-se uma relação linear entre as variáveis R e G especificamente, R para o Fósforo e G para o Nitrogênio.

Para aquisição das imagens, foi desenvolvido um software na plataforma “App Inventor”, o qual após alimentados, com os dados de calibração feito a partir das equações lineares obtidas para cada analito, apresenta os valores das concentrações dos mesmos.

Para a determinação de fósforo empregou-se a reação com molibdato de amônio seguido por redução com ácido ascórbico para formação do complexo azul de molibdênio, a faixa de resposta linear foi de 0,83 a 12,50 mgL⁻¹ de PO₄⁻³, considerando a curva obtida pelo sinal do vermelho, a qual apresentou maior sensibilidade entre as 3 cores, obteve-se um limite de detecção (LD) e limite de quantificação (LQ) de 0,25 e 0,83 mgL⁻¹, respectivamente.

Para a determinação de Nitrogênio na forma de nitrato, empregou-se o método de Griess o qual consiste na reação do nitrito, proveniente da redução com Zinco em meio ácido, com uma amina aromática primária para formação de um sal de diazônio, o qual é acoplado com um composto aromático para produzir o corante Azo, a faixa de resposta linear foi de 2,02 a 12,50 mgL⁻¹ de NO₃⁻, obtendo-se um LD e um LQ de 0,60 e 2,02 mgL⁻¹ de NO₃⁻ respectivamente.

Palavras chaves: Hidroponia; Solução Nutritiva; RGB, Nutrientes, NP.

ABSTRACT

The cultivation of vegetables and agriculture in general have a significant impact on human nutrition. As an alternative to traditional farming, hydroponics has emerged, which involves soilless cultivation using only a nutrient-rich aqueous medium for plant development. Plants require 16 essential nutrients for their growth, which are classified into macro- and micronutrients based on the quantity absorbed. Among the macronutrients, nitrogen and phosphorus stand out due to their biogeochemical cycles and relative abundance. Several studies have defined appropriate concentration ranges for each nutrient in nutrient solutions. In most hydroponic applications, nutrient concentrations are monitored through electrical conductivity measurements.

Therefore, the objective of this work was to develop *in situ* analytical methods for determining the macronutrients nitrogen and phosphorus in nutrient solutions using the RGB color system from digital images obtained via smartphone cameras. To achieve this, selective chromogenic reagents were used, images were captured, and a linear relationship was established between the RGB variables specifically, the R channel for phosphorus and the G channel for nitrogen.

An application was developed using the “App Inventor” platform to capture and process the images. Once calibrated with the linear equations obtained for each analyte, the app outputs the corresponding nutrient concentrations.

For phosphorus determination, the reaction with ammonium molybdate followed by reduction with ascorbic acid was used to form the blue molybdenum complex. The linear response range was from 0.83 to 12.50 mg·L⁻¹ of PO₄³⁻, based on the red channel signal, which showed the highest sensitivity among the three. The detection limit (LOD) and quantification limit (LOQ) were 0.25 and 0.83 mg·L⁻¹, respectively.

For nitrogen determination in the form of nitrate, the Griess method was employed. This involves the reaction of nitrite obtained by zinc reduction in acidic medium with a primary aromatic amine to form a diazonium salt, which couples with an aromatic compound to produce an azo dye. The linear response range was from 2.02 to 12.50 mg·L⁻¹ of NO₃⁻, with an LOD and LOQ of 0.60 and 2.02 mg·L⁻¹ of NO₃⁻, respectively.

Keywords: Hydroponics; Nutrient Solution; RGB, Nutrients, NP

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Suporte para fotografar – 1ª versão.....	21
Figura 2 - Suporte para fotografar – 2ª Versão	22
Figura 3 - Suporte para fotografar– 3ª Versão	23
Figura 4 - Diagrama do programa	24
Figura 5 - Reação de Griess para Nitrito	25
Figura 6 - Kit completo para determinação de nitrato e fosfato	26
Figura 7 - Reação de formação de azul de molibdênio	27
Figura 8 - Otimização da distância para fotografar	29
Figura 9 - Padrões de Nitrito com os reagentes de Griess.....	30
Figura 10 - Influência do HCl na redução do Nitrato.....	32
Figura 11 - Padrões de nitrato de 0; 1,25; 2,08; 2,92; 3,54; 5,42; 6,25 e 8,33 mgL-1.....	36
Figura 12 - Padrões de fosfato após a reação do azul de molibdênio.....	43

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 - Curva analítica para o Nitrito, em vermelho (R), em verde (G) e azul (B)	31
Gráfico 2 - Teste cinético da reação de redução do nitrato.....	33
Gráfico 3 - Comportamento do R2 e do coeficiente angular ao longo do tempo.....	34
Gráfico 4 - Curva analítica para o nitrato	35
Gráfico 5 - Curvas de calibração obtidas pelo smartphone e espectrofotômetro - N (Nitrato)	38
Gráfico 6 - Comportamento do R2 e do coeficiente angular do Red em função do tempo	42
Gráfico 7 - Comportamento do R2 e do coeficiente angular do Green em função do tempo ..	42
Gráfico 8 - Curva analítica para o fosfato	44
Gráfico 9 - Curvas de calibração obtidas pelo smartphone e espectrofotômetro - P (Fosfato)	45

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Tabela de comparações entre as concentrações de nitrito.....	31
Tabela 2 - Tabela de comparações entre as concentrações de nitrito - regressão simples.....	32
Tabela 3 - Tabela de comparação de concentrações de nitrato	36
Tabela 4 - Tabela de comparação de concentrações de nitrato - regressão.....	37
Tabela 5 - Validação - comparação de concentrações	39
Tabela 6 - Análise intra-dia para o Nitrato	40
Tabela 7 - Análise inter-dia para o Nitrato.....	40
Tabela 8 - Comparação de concentrações de fosfato.....	44
Tabela 9 - Validação - comparação entre métodos para o fosfato	46
Tabela 10 - Análise intra-dia para o P (Fosfato)	48
Tabela 11 - Análise inter-dia para o P (Fosfato)	48

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
2	REVISÃO DA LITERATURA	13
2.1	HIDROPONIA	13
2.2	RGB E ANÁLISE COLORIMÉTRICA	14
2.3	MIT APP INVENTOR.....	16
3	JUSTIFICATIVA	18
4	OBJETIVOS	19
4.1	OBJETIVOS GERAIS	19
4.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	19
5	MATERIAIS E MÉTODOS	20
5.1	REAGENTES E SOLUÇÕES	20
5.2	EQUIPAMENTOS	20
5.2.1	Suporte para acoplar a cubeta no smartphone	21
5.3	APP PARA OBTENÇÃO DAS IMAGENS E CONCENTRAÇÕES.....	23
5.4	DETERMINAÇÃO DE NITROGÊNIO (NITRATO)	25
5.4.1	Ajuste do método para o campo	26
5.5	DETERMINAÇÃO DE FÓSFORO (FOSFATO)	27
5.5.1	Ajuste do método para o campo – determinação de P (Fosfato)	28
6	RESULTADO E DISCUSSÃO	29
6.1	DETERMINAÇÃO DO NITROGÊNIO.....	30
6.1.1	Determinação de Nitrogênio (Nitrito)	30
6.1.2	Comparação das concentrações de nitrito em ambos os métodos	31
6.1.3	Determinação de Nitrato	32
6.1.4	Estudo do tempo de reação cromogênica para o nitrato	33
6.1.5	Curva analítica do nitrato	34
6.1.6	Comparação das concentrações de nitrato em ambos os métodos	36
6.1.7	Curvas analíticas obtidas utilizando o método ajustado para o campo	37

6.1.8 Validação do método ajustado – determinação de N (Nitrato)	39
6.1.9 Análise intra-dia e inter-dia – N (Nitrato)	39
6.2 DETERMINAÇÃO DO FÓSFORO	41
6.2.1 Estudo do tempo de reação cromogênica para o fosfato	41
6.2.2 Curva analítica do fosfato	43
6.2.3 Curvas de calibração obtidas para o P	44
6.2.4 Validação do método ajustado – determinação de P (Fosfato)	46
6.2.5 Análise intra-dia e inter-dia – P (Fosfato)	47
7 CONCLUSÃO	48
REFERÊNCIAS	50
ANEXO	53

1 INTRODUÇÃO

Segundos os dados levantados pelo Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) no ano de 2024, 9.671.988 hectares foram cultivados, e o estado de Minas Gerais onde se situa Alfenas, foram cultivados 4.260.395 hectares, estes territórios foram destinados ao plantio de cereais, leguminosas e oleaginosas, sendo que apenas na região Sudeste, foram plantados 7.015.043, que correspondeu à 80% do total de área cultivada.

Diante da relevância da agricultura para o Brasil, é importante buscar por novas técnicas que melhorem a produção. Neste sentido, a hidroponia para produção de hortaliças e legumes, mostra-se eficiente e promissora, pois, os sistemas hidropônicos melhoram a produtividade e condições climáticas desfavoráveis podem ser contornadas através do uso desta técnica, entretanto, é inevitável tratar de tal assunto sem ater a fertilização das plantas cultivadas nos sistemas hidropônicos, logo, métodos para o monitoramento dos nutrientes de maneira rápida, prática e eficiente, tornam-se de grande valia para os produtores (Carrijo; Makishima, 2000).

Métodos colorimétricos, empregando imagens, se fazem presentes na literatura para a determinação de diversos analitos, como metais pesados, ácidos, peróxidos etc. Um exemplo é o trabalho de Vargas-Muñoz *et al.* (2023), onde determinou-se amônia e sulfeto em digestores anaeróbicos usando uma plataforma portátil impressa em 3D e detecção colorimétrica com o uso de um smartphone. No presente trabalho está sendo proposto o desenvolvimento de métodos, empregando imagens digitais adquiridas em telefones celulares “smartphones”, para a determinação dos analitos N e P em amostras de soluções nutritivas empregadas em hidroponia.

2 REVISÃO DA LITERATURA

2.1 A HIDROPONIA

Sistemas hidropônicos, ou a hidroponia, geralmente é realizada dentro de uma casa de vegetação e usa a cultura sem solo onde os nutrientes necessários são fornecidos, para as plantas, por meio de uma solução nutritiva aquosa. Esta técnica facilita o manejo devido a não necessidade de correção e desinfecção do solo. Um sistema hidropônico é constituído de 4 “elementos”: casa de vegetação, o ambiente interno da casa de vegetação, sistema hidráulico e um conjunto de instrumentos e equipamentos para monitoramento da solução nutritiva (Carrijo; Makishima, 2000).

O monitoramento da concentração dos nutrientes é realizado por análises condutivimétricas, trata-se, portanto, de uma medida não seletiva que está relacionada com a quantidade total de íons em solução.

São 16 nutrientes necessários para o desenvolvimento de uma planta, 13 são minerais divididos entre duas classes, os macronutrientes, em maiores concentrações, da ordem de miligramas por litro, e os micronutrientes em menores concentrações, da ordem de microgramas por litro. O monitoramento desses nutrientes, por meio do condutivímetro, não proporciona informações como a concentração específica de cada nutriente na solução, apenas infere a concentração total de sais presentes na solução (Stevens *et al.*, 2023).

Tratando-se dos macronutrientes de interesse deste trabalho, Nitrogênio (N) é talvez o nutriente com maior importância no processo do desenvolvimento da planta. O N é absorvido pela planta nas formas de nitrato (NO_3^-) e amoniacal (NH_4^+), entretanto, majoritariamente na forma de Nitrato. Absorção desses nutrientes interfere no pH da solução, pois quando o NO_3^- é absorvido, OH^- é liberado elevando o pH, deixando o meio alcalino, e quando o NH_4^+ é absorvido, prótons (H^+) são liberados abaixando o pH deixando a solução ácida. A concentração da forma amoniacal não deve ser maior que 50% e a baixa concentração de N na solução provoca a clorose e reduz o crescimento da planta, por outro lado, o excesso de N provoca um grande crescimento aumentando a coloração verde, a possibilidade da proliferação de doenças e ataques de insetos. O teor em porcentagem deste nutriente nas folhas das plantas em matéria seca é de 2 a 3% e alguns caso, dependendo da espécie da planta o ideal é de 4 a 5% (Carrijo; Makishima, 2000).

O Fósforo (P), deve estar presente, nas folhas das plantas em matéria seca, em um teor de 0,25 a 0,6%, nas soluções nutritivas, a concentração deste nutriente está na faixa de 30 a 50

mgL^{-1} , fósforo possui grande relevância em processos energéticos das plantas e a baixa concentração deste nutriente acarreta o atraso do crescimento, em contrapartida, o excesso prejudica o crescimento e torna o tecido da planta quebradiço devido à inibição do processo de absorção de micronutrientes como o Zn, Cu e Fe.

O Potássio (K) quando em excesso ou em deficiência, pode causar situações indesejada. Em excesso, o K afeta o armazenamento após a colheita das plantas, pois aumenta sua resistência, entretanto, este excesso prejudica a absorção de outros macronutrientes importantes como o Nitrogênio na sua forma amoniacal, o Magnésio e o Cálcio. Por outro lado, a deficiência de K também causa efeitos indesejados, como a necrose, prejudicando o crescimento e a qualidade dos frutos. A concentração do Nitrogênio na forma de Nitrato deve estar na faixa de 70 a 300 mgL^{-1} e na forma amoniacal deve estar entre 0 e 40 mgL^{-1} , Fósforo de 15 a 70 mgL^{-1} e o Potássio de 80 a 400 mgL^{-1} , podendo variar de acordo com a espécie cultivada (Carrijo; Makishima, 2000).

Para monitorar sistema hidropônicos, Chaiwongsai (2019) propuseram um sistema capaz de controlar a temperatura, o nível da água no reservatório, umidade no ambiente interno na hidroponia, e registro de valores de pH e EC (condutividade), este sistema permite que as informações sobre o sistema hidropônico sejam acessadas por um smartphone por meio de um aplicativo Web.

O trabalho de Amalia *et al.* (2023), empregou inteligência artificial (IA), a fim de automatizar uma máquina responsável pela mistura dos nutrientes, melhorando assim a homogeneização da solução nutritiva.

Além da necessidade do monitoramento dos nutrientes, o cuidado com os resíduos gerados também é de suma importância, deste modo, o monitoramento da solução nutritiva possui funcionalidade também ambiental, pois a partir do mesmo é possível determinar o momento correto para o manuseio da solução nutritiva (Asaduzzaman; Niu; Asao, 2022).

O monitoramento e controle do NPK, nas soluções nutritivas, nos sistemas hidropônicos, possui grande importância, portanto, uma técnica que permite o produtor monitorar a concentração destes nutrientes de forma simples, rápida e baixo custo se mostra de grande valia.

2.2 RGB E ANÁLISE COLORIMÉTRICA

O modelo de cor RGB, é um modelo aditivo, pois consiste na soma de cores primárias (vermelho, verde e azul) a fim de formar novas cores, o modelo RGB foi constituído com base

nos estudos de Isaac Newton entre os anos de 1665 e 1666, onde se realizou experiências com a luz, especificamente em sua decomposição a partir de um prisma e observou que branco é a soma de todas as cores do espectro visível (Zelazko, 2023).

Realizando uma revisão na literatura na base de dados Web of Science, com os termos de busca: Chemistry, Analysis, RGB, colorimetric, 45 trabalhos foram encontrados, dos quais 11 foram considerados relevantes e então selecionados, sendo três destes desenvolvidos no Brasil.

O trabalho de Phuangjai¹, Jakmunee e Kittiwachana (2021), baseou-se no uso do CMYK, HSV, CIELAB e o RGB, para o desenvolvimento de sensores colorimétricos em fitas de papel para analisar quantitativamente as espécies que comprometem a qualidade da água, como: Mn^{2+} , Cu^{2+} , Fe^{2+}/Fe^{3+} , SO_4^{2-} , pH, a dureza da água, nitrato (NO_3^-) e Fosfato (PO_4^{3-}).

Czubatinski, Hemm e Hornung (2022), quantificaram nitrato (NO_3^-) em águas paradas adotando o sistema RGB, desenvolvendo assim um dispositivo denominado *Boxometer*. Colzani *et al.* (2017), realizaram um trabalho com o sistema RGB, para determinação de Fósforo em refrigerantes.

Almeida Jr, Lima e Almeida (2021), desenvolveram o RSAWA (Sistema Robótico para Análise Automática de Água), por meio deste sistema os autores conseguiram analisar quantitativamente vários analitos e parâmetros em água potável, entre esses o Nitrito e o Fósforo total.

Deadman, Hellgardt e Hii (2017), desenvolveram um método colorimétrico para a quantificação rápida e seletiva de peroxodissulfato ($S_2O_8^{2-}$), peroxomonossulfato (SO_5^{2-}) e peróxido de hidrogênio (H_2O_2). O objetivo dos autores foi o desenvolvimento de uma técnica acessível, altamente seletiva e eficiente para a determinação precisa da composição de misturas de peroxossulfatos.

Barros *et al.* (2016) propuseram a determinação de Alumínio, Ferro, Nitrito e Fósforo em amostras d'água coletadas próximo a cidade de Alfenas – MG, e tiveram como metodologia e estratégia de análise o uso de colorimetria e RGB pela imagem digital através de uma webcam Multilaser WC040. Os autores empregaram regressão dos mínimos quadrados para encontrar tanto a concentração, quanto o comprimento de onda onde existe a maior absorção, tendo como base os valores das cores: Azul, Vermelho, Verde; como também os valores das variáveis fenomenais: brilho, matiz e saturação.

Para que seja possível a análise quantitativa dos analitos, por meio da colorimetria, é necessário o uso de reagentes colorimétricos seletivos para cada espécie. Em relação aos analitos de interesse deste trabalho dois foram estudados pelo nosso grupo (Barros *et al.*, 2016),

o Fósforo para o qual foi utilizado o método do azul de fosfomolibdênio e o Nitrito, para qual foi empregado o método de Griess.

Wongniramaikul *et al.* (2022) construíram kits portáteis de hidrogel para detecção de Nitrato, Nitrito e Fosfato. Para obter o hidrogel, trabalharam com o PVA e para detecção, foram empregados o teste de Griess, utilizando um filme de Tapioca com pó de Zinco para a redução de nitrato à nitrito, um redutor econômico e correto no ponto de vista ecológico segundo os autores. Para o Fosfato, adotaram o método de azul de molibdênio, os autores utilizaram o tartarato de Antimônio e Potássio para a estabilização do complexo.

Galiga e Sevilla (2023) desenvolveram um sensor colorimétrico digital, quantificaram o Iodato em sal de cozinha. Vargas-Muñoz *et al.* (2023) monitoraram sulfeto e amônia em digestores anaeróbicos e águas residuais através da detecção colorimétrica por meio de um smartphone. No trabalho de Franco *et al.* (2023), determinou-se a acidez de cachaças por meio de um spot test utilizando smartphone.

Não foi encontrado trabalho, em nossa revisão de literatura, empregando RGB para a determinação de potássio. Qiu *et al.* (2019) desenvolveram uma estratégia usando nanopartículas de ouro e éter-coroa como método colorimétrico para determinação espectrofotométricas de potássio, mas não foi utilizado análises por imagens digitais, porém, o método desenvolvido pelos autores será estudado como alternativa, no presente trabalho, para a determinação do íon K^+ em soluções nutritivas.

Por fim, é evidente que o sistema de cores RGB e análise colorimétrica por imagens digitais, possui relevância como estratégia para a quantificação de diferentes analitos, com confiabilidade.

2.3 MIT APP INVENTOR

O MIT App Inventor é um ambiente de programação disponível na web, que possibilita a criação de aplicativos para smartphones e tablets (Android e IOS). O MIT é uma ferramenta popular entre os entusiastas da programação, e de acordo com Liu e Shafie (2024), tal plataforma apresenta uma proposta intuitiva para os usuários pois a programação traz um aspecto visual em que os aplicativos podem ser criados através do deslocamento de objetos, neste caso, blocos. A popularidade do MIT App Inventor é constada pelo número expressivo de usuários e aplicativos desenvolvidos, de acordo com a página da plataforma, existem mais de 100 milhões de aplicativos desenvolvidos e mais 21 milhões de usuários que utilizam ou já utilizaram o ambiente.

Devido à grande popularidade do MIT, é possível encontrar na literatura vários trabalhos que utilizam deste ambiente para criação de aplicativos para as mais diversas finalidades. Pode-se mencionar o trabalho de Misaila *et al.* (2019) onde desenvolveram um aplicativo que permite realizar a classificação de águas minerais. No trabalho de Bui *et al.* (2023), criaram um aplicativo de reconhecimento de voz capaz de automatizar um sistema de pré-tratamento de amostra portátil micro fluídico para a extração de DNA em amostras bacterianas, com o objetivo de minimizar o trabalho manual, evitando erros e contaminação no momento da extração

Outro trabalho utilizando o MIT App Inventor, é o de Liu e Shafie (2024), onde os autores realizaram um estudo das propriedades óticas de filmes de Prata nano estruturados utilizando-se uma abordagem que traz a junção da espectroscopia de luz polarizada (PLS) e a obtenção de imagens tendo como equipamento um dispositivo móvel contendo o aplicativo desenvolvido.

Assim pode-se presumir que o MIT App Inventor possui um potencial a ser explorado, tanto pela sua característica intuitiva e visual, como pela imensa capacidade e possibilidade de criação de aplicativos com diversas funcionalidades.

3 JUSTIFICATIVA

A agricultura possui uma grande importância econômica e social. Em relação a área plantadas, no Brasil segundo o IBGE, com dados atualizado em 14/01/2025, em 2022 a área ocupada pelo plantio de cereais, leguminosas e oleaginosas foi de 73.719.752 hectares, em 2023 para a mesmas espécies foi de 75.368.843 hectares e em 2024, 79.671.988 hectares de área foram destinados ao cultivo. Ainda é válido mencionar, que apenas no município de Alfenas 41.056 hectares são destinados a agricultura.

O tomate, um legume comumente presente na mesa do brasileiro, teve uma produção de 4.666.924 toneladas em 2024 e Minas Gerais está entre os três estados brasileiros que mais produziram tal vegetal, tendo produzido em 2024, 592.947 toneladas, ficando atrás de São Paulo com 1.077.255 toneladas e de Goiás com 1.463.751 toneladas produzidas em 2024. A cidade de Alfenas produziu em 2023, 70 toneladas de tomate.

Um exemplo de como a pesquisa que visam o melhoramento da agricultura influenciam na economia foi constatado por Pellegrina (2022): o ato dos produtores em adaptar a soja a climas tropicais resultou em um aumento do PIB do Brasil em 4 a 6%.

Logo, desenvolver um método de análise rápido e eficiente utilizando o sistema RGB que permite monitorar a concentração dos macronutrientes NPK, em soluções nutritivas de sistema hidropônico, poderá ter impacto positivo na produtividade e economia, esta é a justificativa do presente trabalho.

4 OBJETIVOS

4.1 OBJETIVOS GERAIS

Este trabalho tem como objetivo desenvolver um método simples, barato e eficiente para determinar de maneira quantitativa os macronutrientes (NP) em soluções nutritivas de hidroponia por meio do uso da técnica colorimétrica empregando reagentes cromogênicos, smartphones e o sistema RGB.

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Neste trabalho o objeto é desenvolver um método para determinação de Nitrogênio e Fosforo em soluções nutritivas, para isso se faz necessário a utilização de um aparato para o smartphone, um software para a leitura do sinal analítico, deste modo, foram definidos os seguintes objetivos:

- a) desenvolver um aparato que possibilite o uso de um smartphone para realização das análises colorimétricas;
- b) avaliação de métodos colorimétricos para quantificação do nitrogênio e fósforo;
- c) desenvolvimento de um software para smartphones que possibilite a quantificação dos analitos;
- d) comparar a técnica e estratégia desenvolvida com os demais métodos convencionais de quantificação de n e p.

5 MATERIAIS E MÉTODOS

5.1 REAGENTES E SOLUÇÕES

Todas as vidrarias utilizadas para o desenvolvimento dos experimentos foram submetidas a um banho de ácido nítrico 10 % (v/v) durante 24 horas, após, foram enxaguadas com água destilada e com água deionizada a fim de eliminar quaisquer tipos de contaminações.

Reagentes utilizados

- Nitrato de Sódio PA (NaNO_3) (Neon)
- Nitrito de Sódio NaNO_2 PA da marca (Vetec)
- Sulfanilamida PA da marca (Dinâmica Contemporânea)
- HCl concentrado (Química Moderna)
- N-(1-Naftil) etilenodiamino (NED) (Vetec)
- Zinco em pó de Mesh 20 (Dinâmica Comtemporânea)
- Fosfato monopotássico KH_2PO_4 (Vetec)
- Molibdato de Amônio (Proquímicos)
- Ácido ascórbico (Merck)
- Ácido Nítrico HNO_3 concentrado (Química Moderna)

5.2 EQUIPAMENTOS

Os equipamentos utilizados no presente trabalho encontram-se no laboratório de Pesquisa em Química Analítica da UNIFAL-MG e estes são:

- Smartphone do modelo A21S (Samsung)
- Suporte do smartphone para ajuste da distância de fotografia (item 5.3)
- Suporte para fotografar com o smartphone (item 5.3)
- Balança analítica AY 220 (SHIMADZU)
- Agitador magnético NI 1103 (NOVA Instruments)
- Impressora 3D (Crealty Ender-3 V3)
- Espectrofotômetro UV-Vis (KASUAKI) modelo IL-593-BI

- Tubos de ensaio de 10 e 20 mL
- Pipetas de pasteur

5.2.1 Suporte para acoplar a cubeta no smartphone

Para obtenção das imagens digitais é necessário que luminosidade do ambiente não interfira, neste sentido, necessitou-se o desenvolvimento de um aparato que posicione o smartphone para a foto da cubeta após a reação cromogênica do analito, bem como eliminar interferências externas.

Inicialmente, criou-se um protótipo de madeira (versão 1) com dimensões de 27 cm de altura, 17 cm de profundidade, 17 cm de largura e 6 cm de distância da câmera até a cubeta. Este protótipo possibilita o uso do smartphone A21 S da Samsung para a obtenção das imagens. Os materiais utilizados foram os parafusos, madeira de eucalipto para criação das peças que compõe o suporte, utilizou-se verniz e tinta branca para madeira e um LED de cor branca de 3 volts, um suporte para pilhas e fios para conexões. Foi utilizado ferramentas como serra, furadeira, parafusadeira, martelo, formão, cerrote e pincéis. Abaixo encontra-se o aparato já finalizado.

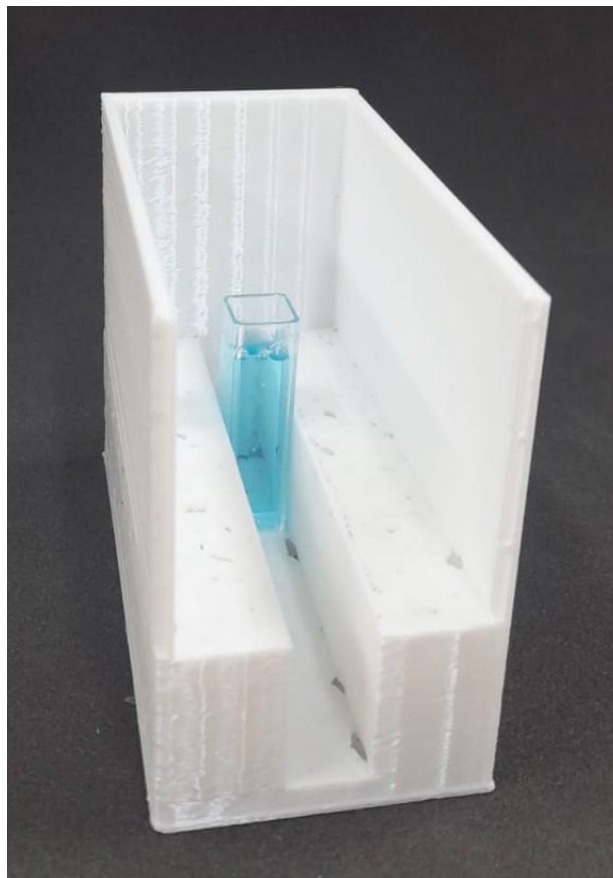
Figura 1 - Suporte para fotografar – 1ª versão



Fonte: Do autor

Para estudo da distância entre a cubeta e a câmera do smartphone construiu-se um segundo suporte (versão 2), o qual foi projetado (desenhado) com o software FreeCad® e impresso na impressora 3D, possui 10 cm de profundidade, 5 cm de largura, 8 cm de altura (Figura 2). Nesse suporte, o posicionamento da cubeta pode ser ajustado de maneira a ocupar qualquer distância (de 0 a 10 cm) em relação ao smartphone, a parte superior do suporte era tampado com pano preto antes das fotografias.

Figura 2 - Suporte para fotografar – 2ª Versão



Fonte: Do autor

A figura 3, apresenta o suporte (versão 3), desenhado com o FreeCad e impresso com a impressora 3D, possui distância fixa de 10 cm da cubeta em relação ao smartphone. Possui as seguintes dimensões: 13,4 cm de comprimento/profundidade, 8 cm de largura, 8 cm de altura.

Figura 3 - Suporte para fotografar– 3ª Versão



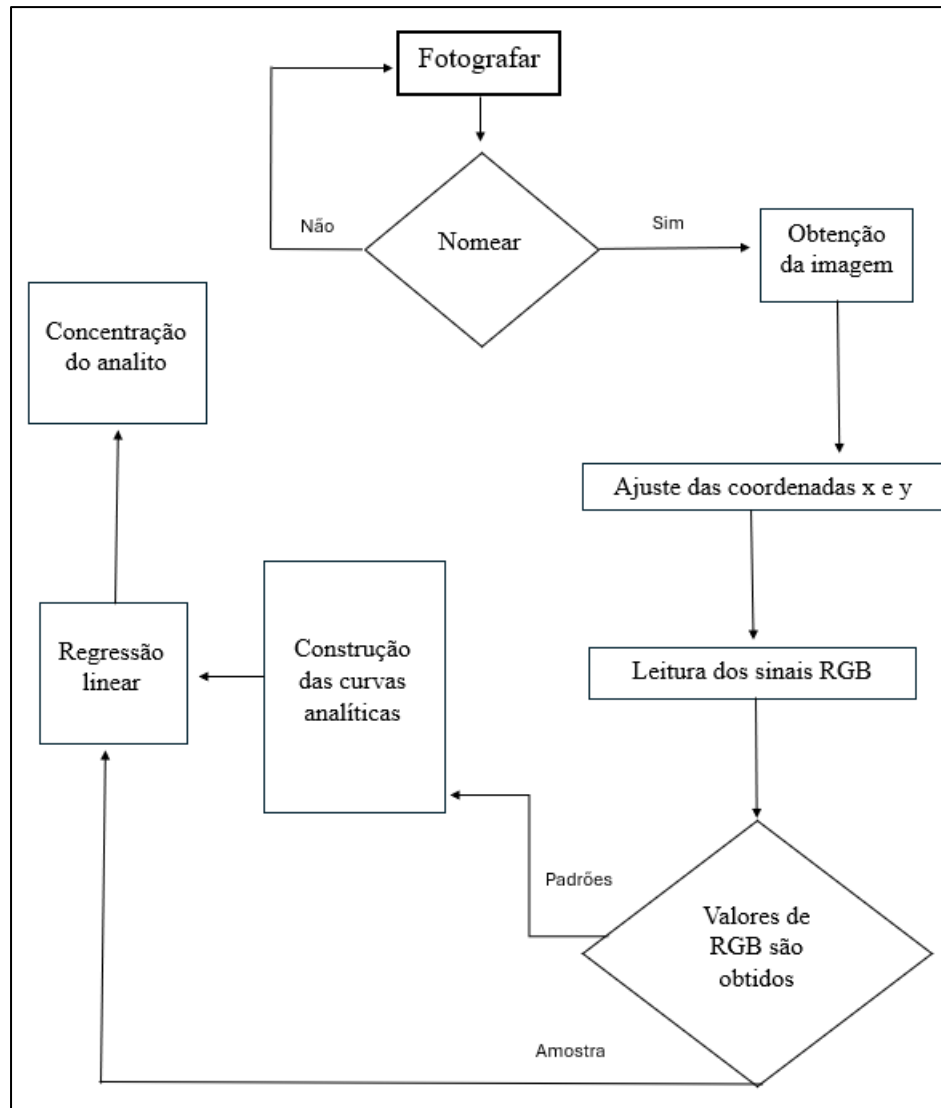
Fonte: Do autor

Nos locais onde o smartphone e a Cubeta são posicionados, colou-se papel EVA preto nas laterais com o propósito de se obter um encaixe mais justo e minimizar a luminosidade externa, também foi colocado um fundo branco no local de posicionamento da cubeta.

5.3 APP PARA OBTENÇÃO DAS IMAGENS E CONCENTRAÇÕES

Para a obtenção dos valores do vermelho, verde e azul (RGB), como também para inserir coeficientes obtidos por meio das curvas analíticas e realizar a determinação quantitativa do analítico, necessitou-se o desenvolvimento de um aplicativo para cada analito, deste modo, a plataforma MIT App Inventor foi utilizada. A Figura 4, apresenta o diagrama do software.

Figura 4 - Diagrama do programa



Fonte: Do autor

Pode se observar (Figura 4) que a lógica do aplicativo QRGB desenvolvido é simples e de fácil compreensão, basicamente, a primeira ação do usuário é abrir o App e fotografar, no entanto, para que haja organização das leituras realizadas e concentrações obtidas das amostras e para facilitar o registro do uso, se faz necessário nomear a imagem que será obtida. Após nomear devidamente conforme a necessidade do usuário, a imagem será obtida utilizando-se a câmera do smartphone e após, as coordenadas x e y terão de ser ajustadas, através do touch screen no celular, para que todas as demais leituras dos sinais RGB sejam feitas no mesmo local de leitura garantido repetibilidade e robustez do sinal analítico.

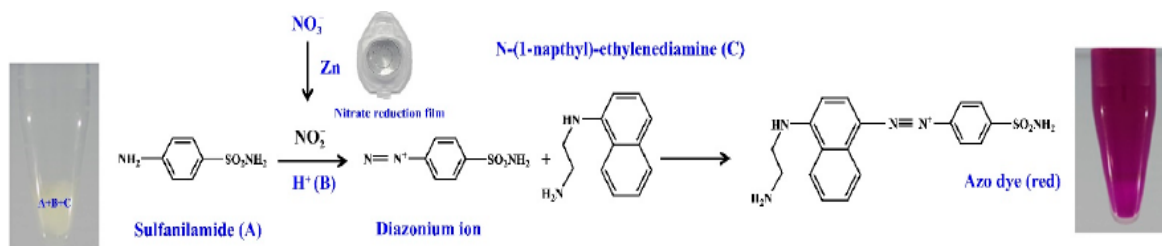
Após nomear e ajustar as coordenadas são obtidos os valores RGB, com os sinais obtidos, existem duas ações possíveis, caso o usuário esteja construindo sua curva analítica e esteja registrando a imagem de um padrão, os valores de RGB obtidos serão tratados

matematicamente para se obter a correlação através do ajuste de mínimos quadrados, sendo está a mesma estratégia adotada por Barros *et al.* (2016) para desenvolver o modelo matemático, no entanto, para o método ajustado para o campo, é realizado apenas uma regressão linear simples com o sinal que apresentar maior sensibilidade visando seletividade, como também funcionalidade. Após obter as imagens dos padrões e efetuar os cálculos de regressão dos mínimos quadrados, os coeficientes obtidos são carregados no software, isso permite que, ao se obter a imagem de uma amostra, o sistema coleta os valores RGB, calcula e apresenta o valor da concentração do analito.

5.4 DETERMINAÇÃO DE NITROGÊNIO (NITRATO)

Para a determinação de Nitrogênio (Nitrito), utilizou-se o Método de Griess, este método, baseia-se na reação entre o Nitrito (NO_2^-) com a sulfanilamida, em meio ácido, para formar o um sal de diazônio, este sal na presença de um composto aromático adequado como o N-(1-Naftil) etilenodiamino (NED), forma o corante azo e a intensidade da cor aumenta com o aumento da concentração do NO_2^- presente em solução. Na Figura 5, encontra-se as reações (Wongniramaikul *et al.*, 2022).

Figura 5 - Reação de Griess para Nitrito



Fonte: Wongniramaikul *et al.* (2022)

Para a determinação de Nitrogênio, presente na forma de nitrato (NO_3^-) na solução nutritiva, foi necessário realizar a redução de Nitrato a Nitrito. Para a reação cromogênica empregou-se uma solução de Sulfanilamida 1 % (m/v) em meio de HCl $1,2 \text{ molL}^{-1}$, uma solução de N-(1-naftil) etilenodiamino 0,1 %, uma solução de HCl $0,01 \text{ molL}^{-1}$. Para redução do nitrato a nitrito, utilizou-se Zinco (Zn) em pó de Mesh 20 o qual foi condicionado em HCl $0,1 \text{ molL}^{-1}$ afim de evitar a formação de óxido de zinco na superfície do metal. Os padrões/amostras foram preparados da seguinte maneira: em um béquer de 250 mL colocou-se uma alíquota da amostra e ou padrão, adicionou-se 2 g de zinco, aguardou-se 17 minutos para a redução do nitrato, fez-

se a filtração e transferiu-se 20 mL do filtrado para um balão de 50 mL, adicionou-se 0,5 mL de sulfanilamida 1 % (m/v), 0,5 mL de N-(1-naftil) etilenodiamino 0,1 % em meio de HCl 0,01 molL⁻¹, completou-se o volume e aguardou-se 5 minutos para efetuar as fotografias e ou leituras de absorbâncias.

5.4.1 Ajuste do método para o campo

Como o objetivo do trabalho foi desenvolver um método simples, barato e que o trabalhador do campo possa utilizá-lo sem grandes dificuldades, um ajuste do método anteriormente apresentado foi realizado. Abaixo (Figura 6) encontra-se o kit completo, para a determinação de nitrato e fosfato.

Figura 6 - Kit completo para determinação de nitrato e fosfato



Fonte: Do autor

Nota: (A) e (B): Balões volumétricos de 100 e 200 ml; (C): Suporte para o celular; (D): Pipetas de pasteur; (E): Tubos de ensaio com tampas; (F): Tubos de ensaio sem tampa; (G): Espátula para adicionar o zinco; (H): Zinco condicionado em HCl 0,1 molL⁻¹; (I): Solução de sulfanilamida 1% (m/v) em HCl 1,2 molL⁻¹; (J): Solução de n-(1-naftil)etilenodiamino (NED) 0,5 % (m/v); (K): solução de molibdato de amônio 2% (m/v) em meio HNO₃ 1,5 molL⁻¹; (L): Ácido ascórbico e (M): Espátula para adição do ácido ascórbico.

Para determinar o nitrogênio, uma alíquota de 2 mL de amostra junto a 20 mL de HCl 0,01 molL⁻¹ foi colocada no balão de 200 mL (item A da Figura 6) e completou-se com água destilada para uma diluição inicial. Essa etapa foi necessária para ajustar a concentração à faixa de resposta linear do método e minimizar possíveis interferências, como também acidificar o meio para a redução. É importante observar que a solução nutritiva (amostra) pode apresentar coloração avermelhada devido à presença de ferro.

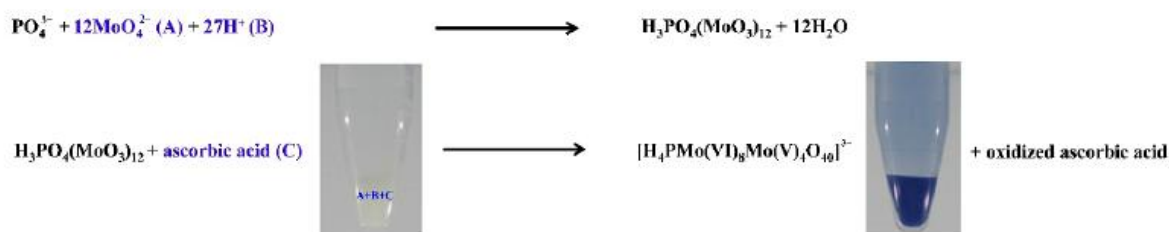
Na segunda etapa, realizou-se a redução, 10 mL da solução diluída no balão foi transferida para o tubo de ensaio (item E Figura 6) adicionou-se 1 ponta de espátula de zinco (Item H da Figura 6), agitou-se por 30 segundos e após um intervalo de 17 minutos, a reação de redução foi concluída.

Na terceira etapa, 5 mL da solução reduzida foi transferida para o tubo de ensaio (Item E da Figura 6) a adicionou-se 2 gotas de sulfanilamida e 2 gotas de n-(1-naftil) e aguardou-se 5 minutos. Após o intervalo de 5 minutos, a amostra foi transferida para uma cubeta e posicionada no suporte para smartphone, onde foi tirada uma foto utilizando o software, também se realizou a leitura no espectrofotômetro no comprimento de 540 nm. A concentração foi então calculada e exibida para o analista. Para a construção da curva analítica a mesma estratégia foi adotada para cada um dos 7 padrões realizados, os quais foram de 0,0 (branco); 1,0; 2,5; 5,0; 7,5; 10 e 12,5 mgL⁻¹.

5.5 DETERMINAÇÃO DE FÓSFORO (FOSFATO)

Para a determinação do Fósforo (P) utilizou-se o método do Azul de molibdênio, este método consiste em uma reação em meio ácido com excesso de molibdato para a formação do ácido molibdofosfórico, amarelo pálido, o qual deve ser reduzido para formar o azul de fosfomolibdênio. Na Figura 7 encontra-se a reação do método do azul de molibdênio (Wongniramaikul *et al.*, 2022).

Figura 7 - Reação de formação de azul de molibdênio



Fonte: Wongniramaikul *et al.* (2022)

Para a determinação do Fósforo, preparou-se uma solução de molibdato de amônio 1% em meio de ácido nítrico 0,5% (v/v), uma solução de ácido nítrico de 5 % (v/v) e uma solução de ácido ascórbico 1% a qual é preparada no momento do experimento para evitar oxidação.

Em um béquer de 250 mL adicionou-se uma alíquota de amostra ou do padrão (5 mL, para o padrão de 2,5 mgL⁻¹), 5 mL de molibdato de amônio, 5 mL de ácido nítrico 0,5% (v/v), 2 mL de ácido ascórbico 1% m/v, transferiu-se para balão de 50 mL, completou-se o volume com água e aguardou-se 8 minutos para as leituras em espectrofotômetro e ou fotografias.

5.5.1 Ajuste do método para o campo – determinação de P (Fosfato)

Assim como para o N (nitrato), também foi necessário ajustar o método para o campo para a determinação do P (fosfato), deste modo, também foram utilizados os itens presentes na figura 6 para a realização do método.

Para a construção das curvas, o padrão foi preparado da mesma forma que seria feito para uma amostra de campo. Para isso, retirou-se 5 mL de uma solução recém-preparada contendo 20 mg·L⁻¹ de PO₄³⁻ utilizando-se um tubo de ensaio (item A na Figura 6) e uma pipeta de Pasteur (item H na Figura 6). Esse volume foi transferido para um balão volumétrico de 100 mL (item B na Figura 6), e o volume foi completado até a marca com água destilada (item I na Figura 6).

Em seguida, cerca de 20 mL da solução foram transferidos do balão para um béquer de 50 mL (item C na Figura 6). Com a ajuda da pipeta, 5 mL foram transferidos para um tubo de ensaio previamente marcado com uma caneta (item D na Figura 6), para garantir uma medição precisa. Com o volume ajustado, foram adicionadas quatro gotas de molibdato de amônio em solução de ácido nítrico (item E na Figura 6), seguidas por uma pequena quantidade de ácido ascórbico (item F na Figura 6), medida com a ponta de uma espátula de alumínio (item G na Figura 6). A mistura foi deixada em repouso por 8 minutos para permitir o desenvolvimento da cor.

Após esse tempo, as leituras foram feitas tanto com o smartphone (registrando o sinal do canal R) quanto com o espectrofotômetro, operando a 650 nm. Todo esse processo foi repetido para cada padrão, com cinco leituras realizadas por método, e foi executado para todos os padrões, sendo estes o de 0,0 (branco); 1,0; 2,5; 5,0; 7,5; 10 e 12,5 mgL⁻¹.

6 RESULTADO E DISCUSSÃO

As primeiras imagens obtidas com o suporte de madeira (Versão 1) apresentou problemas em relação a baixa luminosidade do LED e ao desfoque ocasionado pela distância entre a câmera e a cubeta, como também em relação a sua dimensão e seu peso o que prejudicou sua portabilidade.

Devido aos problemas apresentados na primeira versão do aparato, desenvolveu-se uma nova versão (versão 2), para estudo da distância entre a câmera e a cubeta.

Verificou-se (Figura 8) que a distância mínima, para que não haja o desfoque, foi de 7,8 cm. Com essa informação, foi possível o desenvolvimento de outra versão do aparato (versão 3), cuja distância entre smartphone e cubeta foi fixada em 10 cm.

Figura 8 - Otimização da distância para fotografar



Fonte: Do autor

6.1 DETERMINAÇÃO DO NITROGÊNIO.

6.1.1 Determinação de Nitrogênio (Nitrito)

Inicialmente, preparou-se uma curva analítica de nitrito com concentrações de 0,1 a 3,0 mg L⁻¹ (Figura 8). Pode se notar (Gráfico 1) que apenas a variável G (cor verde) apresentou uma variação significativa em função das concentrações. Isso pode ser observado também pela regressão com a técnica de ajuste dos mínimos quadrados (equação 1). Os coeficientes para as variáveis R (vermelho) e B (azul), foram menos significativos que o G (verde).

Equação 1:

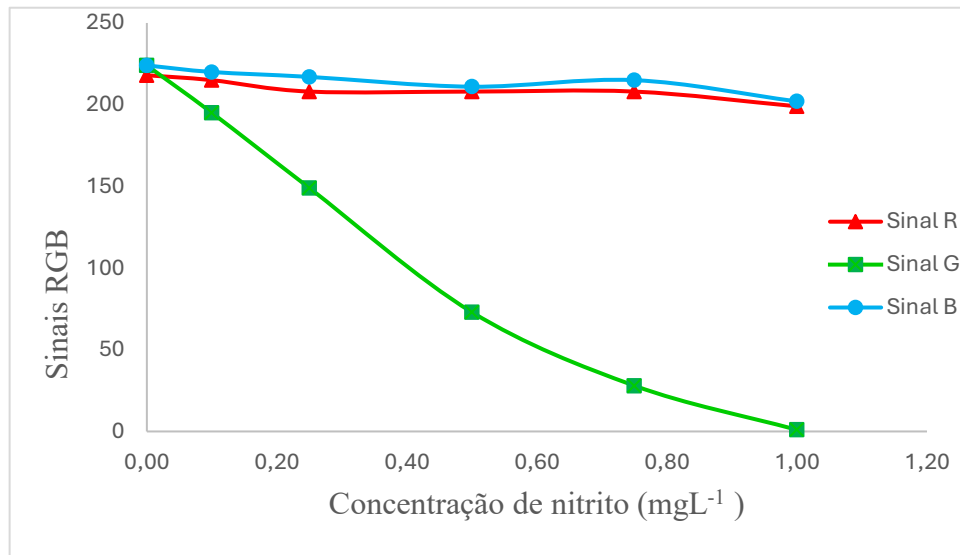
$$y = -20,75 + 0,056884766R + 0,007080078G + 0,192382813B + 0,000310898RG - 0,00070763RB - 0,00060654BG + 0,000001185RGB$$

Figura 9 - Padrões de Nitrito com os reagentes de Griess.



Fonte: Do autor.

Gráfico 1 - Curva analítica para o Nitrito, em vermelho (R), em verde (G) e azul (B)



Fonte: Do autor.

Estes resultados são semelhantes aos obtido por Wongniramaikul *et al.* (2022), onde o vermelho e azul sofrem pouca variação em função do aumento da concentração do Nitrito.

6.1.2 Comparação das concentrações de nitrito em ambos os métodos

Ao realizar uma simulação pela técnica de ajuste dos mínimos quadrados utilizando-se a Equação 1 com os valores de RGB dos padrões para obter as concentrações (Y modelo da Tabela 1), mostra-se que o modelo matemático apresenta grandes erros relativos em relação as concentrações reais dos padrões (Y real da Tabela1)

Tabela 1 - Tabela de comparações entre as concentrações de nitrito

Y modelo (NO ₂ ⁻ - mgL ⁻¹)	Y real (NO ₂ ⁻ - mgL ⁻¹)	Erro relativo (%)
-0,52	0	X
-0,35	0,1	450
-0,06	0,25	124
0,31	0,5	38
0,64	0,75	14,67
0,98	1	2

Fonte: Do autor

Nota: Comparação dos valores das concentrações reais de nitrito e as obtidas pelo modelo

No entanto, observando os resultados obtidos pela regressão linear simples (Tabela 2) a qual é dada pela equação $y = -0,0042G + 0,9022$, com R^2 de 0,9694, realizada apenas com o sinal G (Verde), é evidente que os erros relativos percentuais são menores em comparação com os resultados obtidos pelo modelo matemático (Tabela 2), isso implica que, para o nitrito, deve-se usar a regressão linear simples.

Tabela 2 - Tabela de comparações entre as concentrações de nitrito - regressão simples

Y regressão simples (NO_2^- - mgL^{-1})	Y real (NO_2^- - mgL^{-1})	Erro relativo (%)
-0,04	0	X
0,08	0,1	20
0,28	0,25	12
0,6	0,5	20
0,78	0,75	4
0,9	1	10

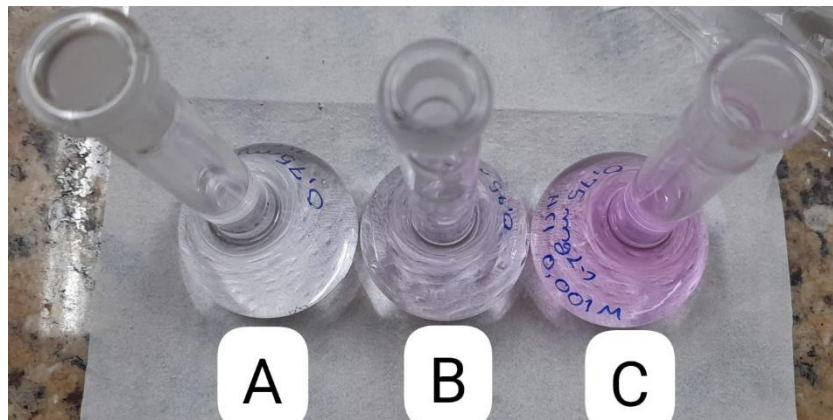
Fonte: Do autor

Nota: Comparação dos valores das concentrações reais de nitrito e as obtidas pela regressão simples

6.1.3 Determinação de Nitrato.

Na figura 10, encontra-se 3 experimentos que foram realizados com o intuito de verificar qual a concentração de HCl tem o melhor desempenho para a redução do nitrato à nitrito.

Figura 10 - Influência do HCl na redução do Nitrato

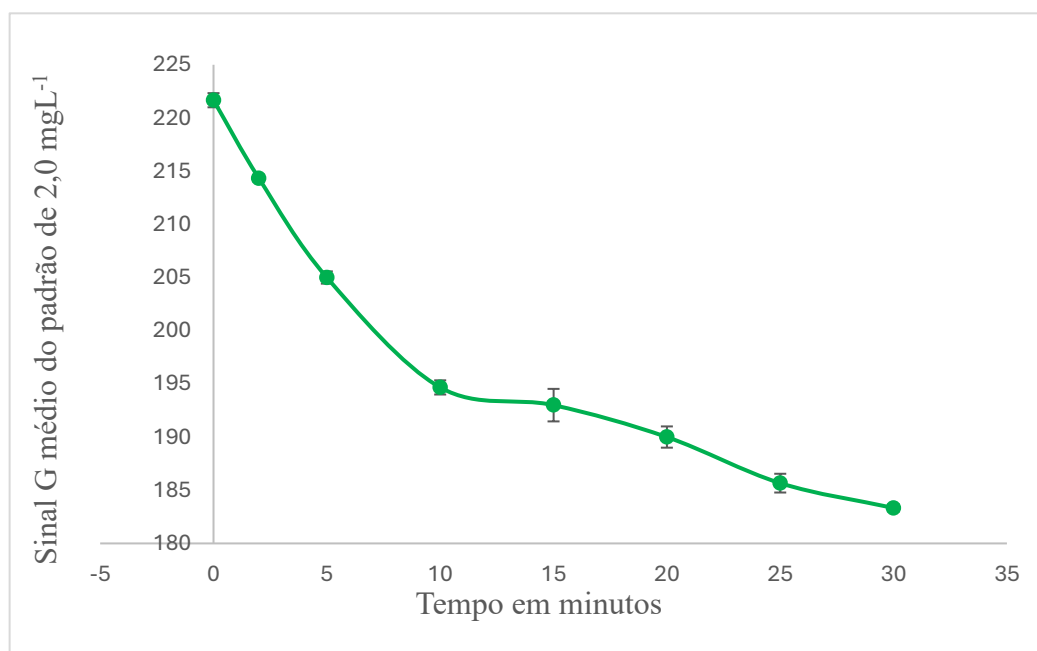


Fonte: Do autor.

Nota: A) $0,100 \text{ molL}^{-1}$; (B) $0,010 \text{ molL}^{-1}$; (C) $0,001 \text{ molL}^{-1}$

A concentração de nitrato em cada balão (Figura 10) é $0,75 \text{ mgL}^{-1}$, a massa de Zinco utilizada foi 2 gramas, a concentração do ácido clorídrico foi a única variável entre os 3 experimentos, nota-se que o balão C possui uma cor violeta mais intensa, deste modo, foi verificado que a concentração de HCl $0,001 \text{ molL}^{-1}$ é a que possui melhor eficiência para a determinação de nitrato.

Gráfico 2 - Teste cinético da reação de redução do nitrato

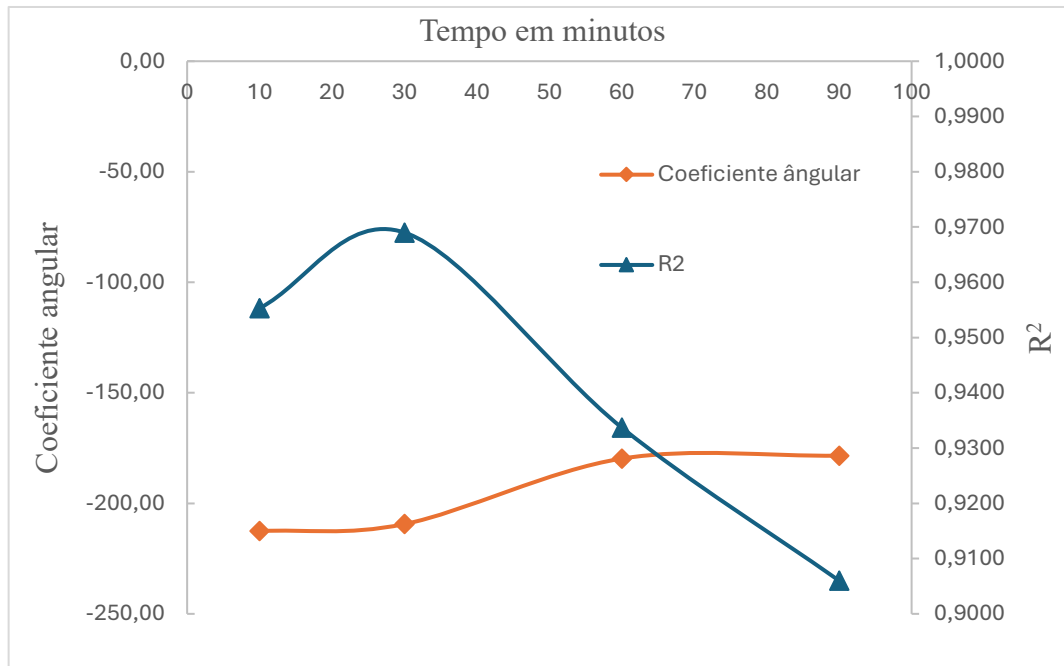


Fonte: Do autor

Observando o gráfico 2, pode-se verificar uma redução rápida até 10 minutos e depois uma tendência de estabilização, ou seja, atingir o equilíbrio, assim adotou-se o tempo de 17 minutos para os experimentos seguintes.

6.1.4 Estudo do tempo de reação cromogênica para o nitrato

Para este estudo, preparou-se uma curva analítica de nitrato e os sinais foram obtidos (fotografados), após 10, 30, 60 e 90 minutos. O gráfico 3 apresenta os parâmetros coeficiente de correlação linear (R^2) e o coeficiente angular (sensibilidade) em função do tempo

Gráfico 3 - Comportamento do R² e do coeficiente angular ao longo do tempo

Fonte: Do autor

Observa-se que em 30 minutos o R² alcança o seu valor máximo que é 0,9690 e valor mínimo de 0,9060 que é obtido em 90 minutos. A sensibilidade obtida em 10 minutos foi (-212,58) e em 30 minutos o valor sofre pouca alteração (-209,39), porém, após 30 minutos o coeficiente angular tende a cair e se estabiliza novamente em 90 minutos. Considerando que as diferenças, tanto de sensibilidade quanto de linearidade, não foram significativas, optou-se por trabalhar com o tempo de 10 minutos para se ter uma maior celeridade na determinação.

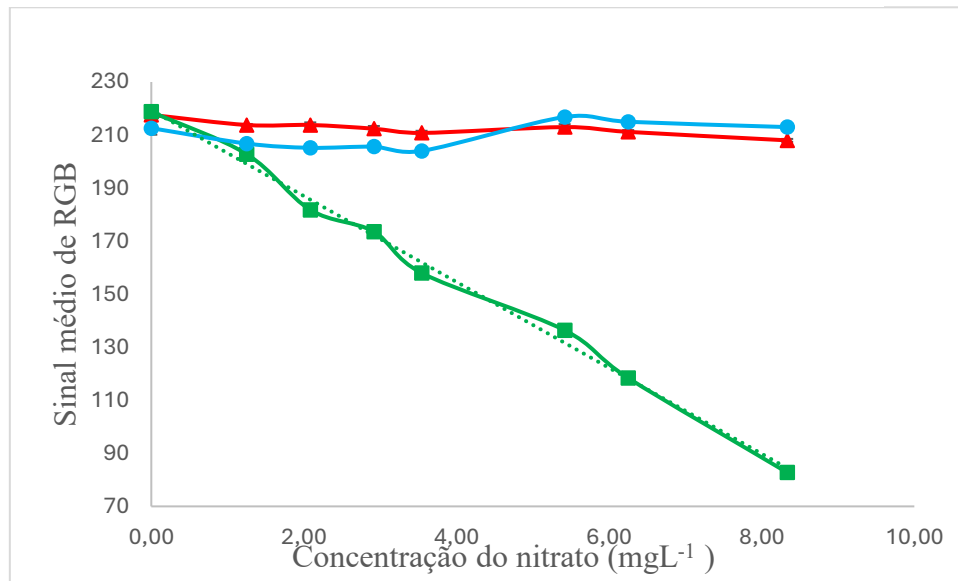
6.1.5 Curva analítica do nitrato

Definido a concentração do ácido clorídrico, o tempo de redução e o tempo de reação, preparou-se uma curva analítica de nitrato (Gráfico 4), nota-se novamente, que apenas a variável G apresentou alteração significativa em função da concentração, a equação 2 apresenta os coeficientes da regressão linear para essa curva analítica.

Equação 2:

$$y = -42979,8608 + 195,3029232R + 383,4647217G + 201,9661503B - 1,75744919RG - 0,91705642RB - 1,81674822BG + 0,008323361RGB$$

Gráfico 4 - Curva analítica para o nitrato

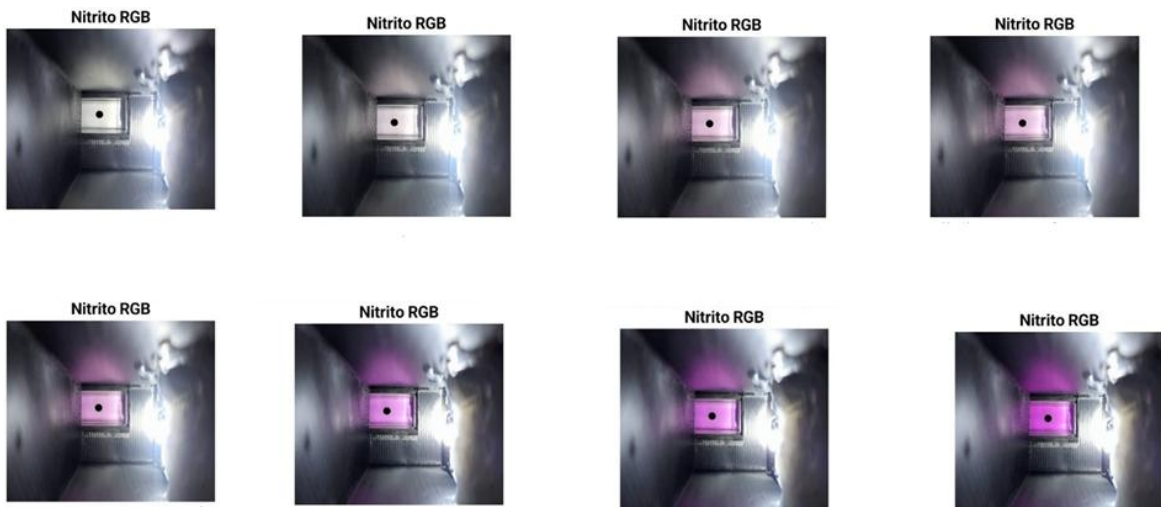


Fonte: Do autor

A inclinação da curva do nitrito, baseado no parâmetro G, foi de -230,88, já para o nitrato, foi de -16,19. Este fato implica que o método para o nitrito possui uma melhor sensibilidade, resultados semelhantes à literatura (Wongniramaikul *et al.*, 2022). Outro fator importante foi a respeito do comportamento dos sinais RGB, pois os sinais do vermelho e azul são praticamente constantes, apenas o sinal verde decresce em função do aumento da concentração, o que também é constatado no trabalho de Wongniramaikul *et al.* (2022), este fenômeno é explicado devido ao fato da cor violeta, formada pela reação cromogênea, apresentar maior absorção em comprimentos de onda que correspondem a cor verde, além disso, o mesmo comportamento é observado no trabalho de Barros *et al.* (2016).

Na Figura 11, encontra-se uma sequencias de imagens que permite verificar visualmente o aumento da tonalidade da cor em função do aumento da concentração do nitrato.

Figura 11 - Padrões de nitrato de 0; 1,25; 2,08; 2,92; 3,54; 5,42; 6,25 e 8,33 mgL⁻¹



Fonte: Do autor

6.1.6 Comparação das concentrações de nitrato em ambos os métodos

Ao realizar uma simulação utilizando-se a Equação 2, aplicando-a aos valores de RGB obtidos na leitura dos padrões, é dada as concentrações (Y modelo da Tabela 3), os erros relativos percentuais são praticamente nulos, sendo o maior 0,48%, no entanto, realizando uma regressão linear simples dada pela equação da reta: $y = -0,0614G + 13,498$, com R^2 de 0,9949, utilizando apenas o sinal G (Verde), os erros são muito maiores (Tabela 4), principalmente nas concentrações mais baixas, onde o erro relativo chegou a 17,60%. Isso mostra, que neste caso o modelo teve maior exatidão que a regressão linear simples, logo, o mesmo deve ser usado para a quantificação do nitrato nas soluções nutritivas.

Tabela 3 - Tabela de comparação de concentrações de nitrato

Y modelo (NO ₃ ⁻ – mgL ⁻¹)	Y real (NO ₃ ⁻ – mgL ⁻¹)	Erro relativo (%)
0	0	-
1,25	1,25	0
2,09	2,08	0,48
2,92	2,92	0
3,54	3,54	0
5,42	5,42	0
6,25	6,25	0
8,33	8,33	0

Fonte: Do autor.

Nota: Comparação dos valores das concentrações reais de nitrato e as obtidas pelo modelo.

Tabela 4 - Tabela de comparação de concentrações de nitrato - regressão

Y regressão simples ($\text{NO}_3^- - \text{mgL}^{-1}$)	Y real ($\text{NO}_3^- - \text{mgL}^{-1}$)	Erro relativo (%)
0,05	0	-
1,03	1,25	17,6
2,32	2,08	11,54
2,81	2,92	3,77
3,8	3,54	7,34
5,15	5,42	4,98
6,25	6,25	0
8,4	8,33	0,84

Fonte: Do autor.

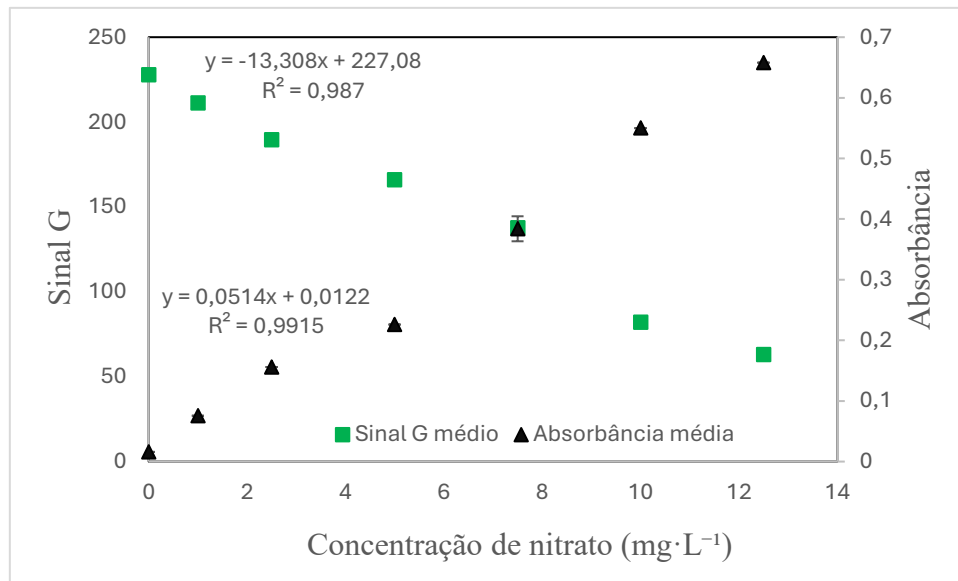
Nota: Comparação dos valores das concentrações reais e as obtidas pela regressão linear simples (Sinal G).

6.1.7 Curvas analíticas obtidas utilizando o método ajustado para o campo

Neste ponto é válido mencionar que não foi utilizado o modelo matemático para o tratamento dos sinais RGB, foi realizado apenas a regressão linear simples com o sinal de maior sensibilidade, neste caso, para o N (nitrato) foi o sinal G. Esta escolha se dá a dois fatores, o primeiro é de que a solução nutritiva, a amostra real, apresenta coloração vermelha devido a presença do Ferro, deste modo, usando apenas o sinal de maior sensibilidade é possível garantir uma melhor seletividade. O outro fator é a limitação do software desenvolvido, o qual estava apresentando muitos erros técnicos após a inserção da equação da reta obtida pelo modelo, diante disso, optou-se pela funcionalidade e seletividade ao optar-se pela regressão linear simples.

Abaixo (Gráfico 5) encontra-se as curvas analíticas obtidas pelo método ajustado em campo, realizando a leitura pelo smartphone e registrando o sinal G após 5 leituras consecutivas, e a absorbância após 5 leituras consecutivas no espectrofotômetro.

Gráfico 5 - Curvas de calibração obtidas pelo smartphone e espectrofotômetro - N (Nitrato)



Fonte: Do autor

A curva analítica obtida pelo smartphone utilizando o aplicativo QRGB para a leitura do sinal G, apresentou um R^2 de 0,9870, com a equação da reta sendo “ $y = -13,308x + 227,08$ ”, já a curva obtida utilizando o espectrofotômetro para ler a absorbância em 540 nm apresentou um R^2 de 0,9915, e a equação da reta obtida foi “ $y = 0,0514x + 0,0122$ ”.

Ao analisarmos e compararmos os valores de R^2 de ambos instrumentos, é possível afirmar que o espectrofotômetro mostra-se superior ao smartphone em termos de linearidade, uma vez que seu R^2 mostrou-se maior, entretanto, o método proposto utilizando o smartphone possui sensibilidade suficiente para o objetivo pelo qual foi desenvolvido, pois seu limite de detecção (LD) e quantificação (LQ) foi respectivamente de 0,60 e 2,02 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de NO_3^{-1} , tendo assim uma faixa de trabalho de 2,02 a 12,5 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$, e de acordo com Carrijo e Makishima, (2000) a concentração mínima e máxima de nitrogênio elementar em soluções nutritivas é de 70 e 210 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$, respectivamente e que o nitrogênio se encontra predominantemente na forma de nitrato nessas soluções e que o método analítico utiliza um fator de diluição de 100 vezes, logo as concentrações mínimas e máximas de nitrato correspondentes seriam de 3,10 e 9,30 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$, intervalo ao qual está contido na faixa de trabalho obtida.

É também necessário mencionar que a curva analítica inserida no software QRGB não é a obtida no gráfico 5, mas sim a curva obtida após a transposição dos eixos, a qual é “ $y = -0,0472x + 16,913$ ”, isso garante que o sinal G obtido na leitura da amostra seja o “x” da equação, e o “y” seja a resposta, ou seja, a concentração.

6.1.8 Validação do método ajustado – determinação de N (Nitrato)

Para validar o método proposto, comparou-se as concentrações de N encontradas em 4 amostras reais obtidas pelo smartphone com as encontradas pelo espectrofotômetro, e realizou-se o teste T pareado com o intervalo de confiança de 95%. Cada concentração apresentada é a média de 5 leituras consecutivas em ambos os equipamentos. Abaixo (Tabela 5), encontra-se a tabela com os valores das concentrações obtidas nas amostras reais.

Tabela 5 - Validação - comparação de concentrações

Comparação dos resultados Obtidos			
Amostras	Smartphone - $[\text{NO}_3^-]$ mgL^{-1}	Espectrofotômetro $[\text{NO}_3^-]$ mgL^{-1}	Diferença %
1	7,47	7,3	2,33
2	4,81	4,82	0,21
3	3,16	3,21	1,56
4	3,07	2,55	20,39

Fonte: Do autor.

Nota: Comparação entre concentrações de nitrato em amostras reais.

A aplicação do teste t pareado demonstrou que não há diferença estatisticamente significativa entre os resultados obtidos pelo método desenvolvido e aqueles obtidos com o espectrofotômetro comercial, considerando um intervalo de confiança de 95%.

6.1.9 Análise intra-dia e inter-dia – N (Nitrato)

Para avaliar a confiabilidade do método proposto em termos de repetibilidade e robustez para a determinação de nitrato, foram realizadas análises intra-dia (Tabela 6) e inter-dia (Tabela 7) utilizando amostras reais. Logo, realizou-se os procedimentos da seção 5.1.4 (Método ajustado para o campo), deste modo, para a determinação do N, uma alíquota de 2,00 mL da amostra foi transferida para um balão volumétrico de 200 mL (Item A – Figura 6), seguida da adição de 20,00 mL de HCl $0,010 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$. O volume foi completado com água destilada. Na etapa de redução, alíquotas de 10,00 mL da solução diluída foram transferidas para tubos de ensaio (Item E – Figura 6), aos quais foi adicionada uma ponta de espátula de pó de zinco metálico (Item H – Figura 6). A mistura foi submetida à agitação manual por 30 segundos e

mantida em repouso por 17 minutos, tempo necessário para a completa redução dos nitratos presentes. Na etapa seguinte, 5,00 mL da solução previamente reduzida foram transferidos para novos tubos de ensaio (Item E – Figura 6), nos quais foram adicionadas 2 gotas da solução de sulfanilamida e 2 gotas da solução de N-(1-naftil) etilenodiamina. Após o tempo de reação de 5 minutos, a solução foi transferida para uma cubeta e posicionada no suporte do smartphone, sendo então registrada 5 imagens consecutivas por meio do software desenvolvido. Para a intra-dia, foram realizadas 3 análises em um único dia de forma consecutiva, repetindo em cada uma o procedimento descrito, já para a análise inter-dia, o procedimento mencionado foi realizado em 5 dias diferentes no mesmo horário, as 15:30 horas, os demais detalhes encontram-se nas figuras 22 e 23.

Tabela 6 - Análise intra-dia para o Nitrato

Horário das análises	[NO ₃ ⁻] mgL ⁻¹
13:00 horas	2,35
14:30 horas	2,52
16:30 horas	2,69
Média	2,52
Desvio padrão	0,17
CV%	6,79

Fonte: Do autor.

Nota: Análises feitas em um mesmo dia, mas em horários diferentes.

Tabela 7 - Análise inter-dia para o Nitrato

	[NO ₃ ⁻] mgL ⁻¹	Desvio Padrão	CV (%)
Dia 1	2,7	0,13	4,97
Dia 2	2,57	0,19	7,39
Dia 3	2,92	0,06	1,99
Dia 4	2,63	0,24	9,21
Dia 5	2,36	0,06	2,65

Fonte: Do autor.

Nota: Análises feitas no mesmo horário em dias diferentes.

Na análise intra-dia (testes realizados no mesmo dia), a concentração média de nitrato encontrada foi de 2,52 mg·L⁻¹, com um desvio padrão de 0,171 e um coeficiente de variação de 6,79%. Quando os testes foram realizados em dias diferentes (análise inter-dia), a média foi de 2,63 mg·L⁻¹, com um desvio padrão de 0,201 e um coeficiente de variação de 7,65%. Esses

resultados indicam que o método desenvolvido é confiável, apresentando boa repetibilidade e robustez para a quantificação de nitrato em soluções nutritivas.

6.2 DETERMINAÇÃO DO FÓSFORO

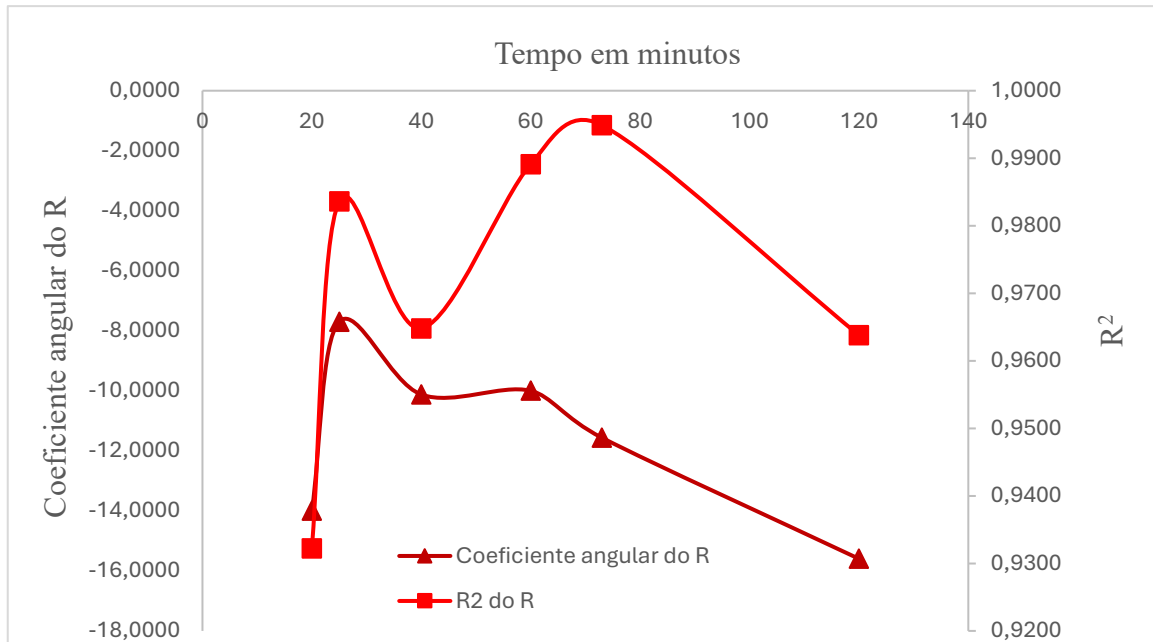
A Figura 12, apresenta uma foto dos padrões de fosfato, onde é possível observar a variação de cor em função da concentração, as leituras dos sinais da curva analítica estão no gráfico 8, as concentrações foram de 1,00 a 7,50 mgL⁻¹ de fosfato, o tempo de reação foi de 20 minutos. Fez-se os cálculos empregando a técnica de regressão dos mínimos quadrados e obteve-se a equação 3:

Equação 3:

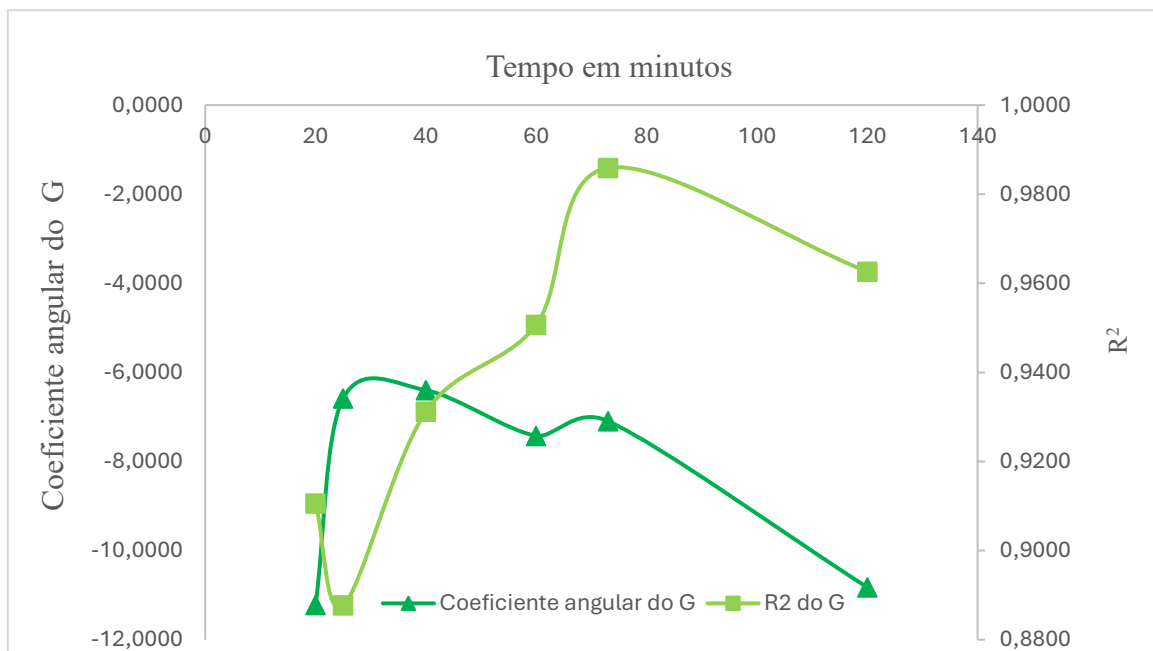
$$Y = -80,526885 - 0,016219R + 0,261067G + 0,632663B - 0,000340RG + 0,000186RB - 0,002658BG + 0,000002RGB$$

6.2.1 Estudo do tempo de reação cromogênica para o fosfato

Para verificar a estabilidade da linearidade, se realizou um estudo, onde as leituras dos padrões foram feitas após intervalos de tempo distintos, verificando os sinais R e G, para avaliar o coeficiente angular e o R², simultaneamente.

Gráfico 6 - Comportamento do R² e do coeficiente angular do Red em função do tempo

Fonte: Do autor

Gráfico 7 - Comportamento do R² e do coeficiente angular do Green em função do tempo

Fonte: Do autor

Ao observar os gráficos 6 e 7, verifica-se que o melhor R² tanto para o R e G é em 73 minutos, sendo o R² para o R e G de 0,9949 e 0,9859, respectivamente. No entanto, as melhores

sensibilidades ocorreram em tempos menores, entre 20 e 30 minutos. Para se ter uma maior celeridade na metodologia, optou-se pelo tempo de 20 minutos.

6.2.2 Curva analítica do fosfato

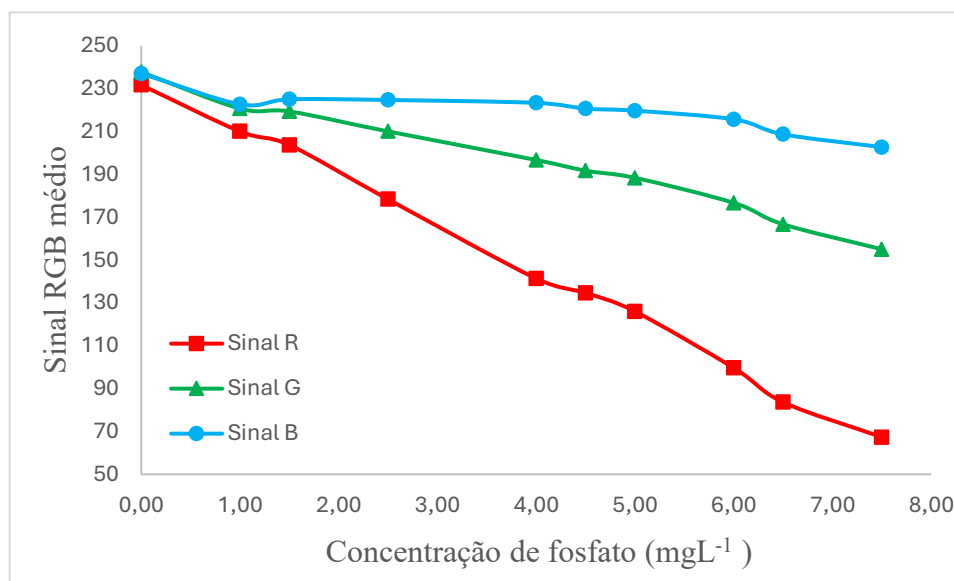
Figura 12 - Padrões de fosfato após a reação do azul de molibdênio



Fonte: Do autor

Os sinais RGB apresentaram maiores variações para o vermelho e verde. De acordo com Wongniramaikul *et al.* (2022), esse comportamento do sinal R e G é explicado pela maior reflexão da luz azul, além disso, os autores mencionam que a formação da cor azul, e maior absorção nos comprimentos de onda correspondente à cor vermelha. Barros *et al.* (2016) também obtiveram resultados semelhantes em relação aos sinais de RGB, deste modo, o modelo matemático utilizado para criação da Equação 3 é indicado devido a influência dos dois sinais analíticos (RG), a tabela 8 apresenta o erro relativo apresentado no uso do modelo com as variáveis RGB, nota-se a boa exatidão com erro máximo de 3,33 %.

Gráfico 8 - Curva analítica para o fosfato



Fonte: Do autor

Tabela 8 - Comparação de concentrações de fosfato

Y modelo (PO ₄ ⁻³ - mgL ⁻¹)	Y real (PO ₄ ⁻³ - mgL ⁻¹)	Erro relativo (%)
0	0	-
1,02	1	2,31
1,45	1,5	3,33
2,53	2,5	1,32
4,01	4	0,14
4,58	4,5	1,8
4,87	5	2,55
6,03	6	0,55
6,5	6,5	0
7,5	7,5	0

Fonte: Do autor.

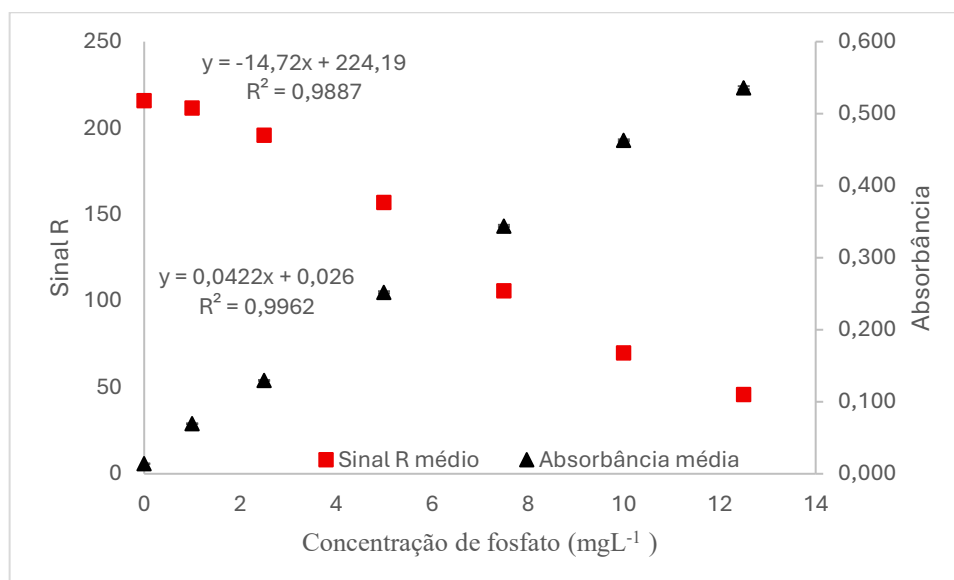
Nota: Valores das concentrações reais de fosfato e as obtidas pelo modelo.

6.2.3 Curvas de calibração obtidas para o P (Fosfato)

Assim como para o Nitrato, o método ajustado para o campo não foi submetido ao tratamento matemático, devido aos fatores já mencionados na seção 6.1.7, deste modo, levando em conta esta consideração inicial, realizou-se as curvas de calibração utilizando o smartphone e o espectrofotômetro realizando o procedimento descrito na seção 5.1.4. Abaixo (Gráfico 9)

encontra-se as curvas de calibração obtidas para o fosfato utilizando o smartphone com o app QRGB realizando-se as leituras do sinal R e o espectrofotômetro realizando as leituras das absorbâncias em 650 nm.

Gráfico 9 - Curvas de calibração obtidas pelo smartphone e espectrofotômetro - P (Fosfato)



Fonte: Do autor

Assim como observado nos ensaios com nitrato, o método proposto apresentou uma linearidade ligeiramente inferior à do equipamento comercial. O coeficiente de correlação (R^2) obtido foi de 0,9887, com equação da reta dada por $y = -14,72x + 224,19$. Os limites de detecção (LD) e quantificação (LQ) foram de $0,25 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ e $0,83 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de fosfato, respectivamente. Ainda assim, a faixa de trabalho do método contempla as concentrações de fósforo elementar recomendadas por Carrijo e Makishima (2000), especialmente quando considerado o fator de diluição de 20 vezes, correspondente a um intervalo de $2,3$ a $7,67 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de fosfato.

Por sua vez, o espectrofotômetro comercial apresentou um coeficiente de correlação superior ($R^2 = 0,9962$), com equação da reta $y = 0,0422x + 0,026$. Os limites de detecção e quantificação foram extremamente baixos, de $2,14 \times 10^{-3}$ e $7,14 \times 10^{-3} \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Esses resultados evidenciam a superior capacidade de detecção do espectrofotômetro em comparação ao método desenvolvido.

Um ponto importante, assim como aconteceu na análise do nitrato, é que necessitou-se inverter os eixos do gráfico para que a equação da reta pudesse ser usada corretamente no software. Com essa transposição, a equação ajustada ficou: $y = -0,0672x + 15,12$. Ou seja, o

valor do sinal R, obtido na leitura da imagem, entra como “x” na equação, e o resultado “y” corresponde à concentração de fosfato que o software mostra logo após a foto ser obtida.

6.2.4 Validação do método ajustado – determinação de P (Fosfato)

Para a validação do método, assim como foi feito para o nitrato, as concentrações obtidas pelo smartphone utilizando o sinal R, método proposto neste trabalho, foram comparadas com as obtidas pelo método convencional, utilizando espectrofotometria. Cada concentração apresentada é a média obtida após 5 leituras em ambos os equipamentos. Em seguida, foi aplicado o teste t pareado para avaliar, de forma estatística, a equivalência entre os dois métodos. Abaixo (Tabela 9) encontra-se a tabela com a comparação das concentrações obtidas por ambos os métodos.

Tabela 9 - Validação - comparação entre métodos para o fosfato

Comparação dos resultados Obtidos			
Amostras	Smartphone - [PO ₄ ⁻³] mgL ⁻¹	Espectrofotômetro - [PO ₄ ⁻³] mgL ⁻¹	Diferença %
1	5,48	5,43	0,92
2	4,9	5,27	7,02
3	2,62	2,78	5,76
4	2,53	2,64	4,17
5	1,13	1,21	6,61

Fonte: Do autor.

Nota: Comparação entre concentrações de fosfato em amostras reais

Assim como realizado na análise de nitrato, foi aplicado o teste t pareado para avaliar a confiabilidade do método desenvolvido na determinação da concentração de fosfato. Dentro de um intervalo de confiança de 95%, não há diferença estatisticamente significativa entre os resultados obtidos pelo método proposto e aqueles gerados pelo espectrofotômetro comercial. Dessa forma, o método pode ser considerado estatisticamente equivalente e, portanto, válido para a determinação de fosfato.

6.2.5 Análise intra-dia e inter-dia – P (Fosfato)

Foram realizadas análises intra-dia e inter-dia com o objetivo de verificar a repetibilidade e a robustez do método desenvolvido para a determinação de P. Logo, realizou-se o procedimento da seção 5.5.1 (Método ajustado para o campo), para isso, uma alíquota de 5,00 mL da amostra foi retirada com o auxílio de uma pipeta de Pasteur (Item H – Figura 6) e acondicionada em um tubo de ensaio (Item A – Figura 6). Em seguida, esse volume foi transferido para um balão volumétrico de 100 mL (Item B – Figura 6), sendo o volume completado até a marca com água destilada (Item I – Figura 6).

Posteriormente, aproximadamente 20,00 mL da solução diluída foram transferidos do balão para um béquer de 50 mL (Item C – Figura 6). Utilizando novamente a pipeta, 5,00 mL foram coletados e transferidos para um tubo de ensaio previamente marcado com caneta permanente (Item D – Figura 6), assegurando a precisão volumétrica da análise.

Com o volume devidamente ajustado, foram adicionadas quatro gotas de uma solução de molibdato de amônio em meio ácido nítrico (Item E – Figura 6), seguidas da adição de uma pequena quantidade de ácido ascórbico (Item F – Figura 6), mensurada com a ponta de uma espátula de alumínio (Item G – Figura 6). A mistura foi mantida em repouso por 8 minutos, permitindo o desenvolvimento da coloração azul característica do complexo reduzido de fosfomolibdênio. Após esse período, foi realizada a leitura do sinal R (vermelho) através do smartphone. Para a análise intra-dia, foram feitas 5 análises no mesmo dia com uma amostra real, realizando o procedimento descrito para cada um dos momentos das 5 análises e realizando 5 leituras consecutivas. Para a análise inter-dia, também o mesmo procedimento descrito para uma amostra real, entretanto, foi em 5 dias diferentes, todas no mesmo horário, as 16:00 horas, também realizando 5 leituras consecutivas por análise. Os demais detalhes estão nas tabelas 10 e 11.

Tabela 10 - Análise intra-dia para o P (Fosfato)

Horário das análises	[PO ₄ ⁻³] mgL ⁻¹
13:00 horas	2,80
14:30 horas	2,76
16:30 horas	2,78
17:30 horas	2,46
Média	2,70
Desvio padrão	0,16
CV%	5,93

Fonte: Do autor

Nota análises realizadas em um mesmo dia em horários diferentes

Tabela 11 - Análise inter-dia para o P (Fosfato)

	[PO ₄ ⁻³] mgL ⁻¹	Desvio padrão	CV (%)
Dia 1	5,36	0,06	1,03
Dia 2	5,67	0,31	4,43
Dia 3	5,44	0,28	5,22
Dia 4	5,66	0,24	4,23
Dia 5	5,82	0,09	1,51

Fonte: Do autor

Nota: Análises feitas no mesmo horário em dias diferentes

Na análise realizada no mesmo dia (intra-dia), a média obtida foi de 2,70 mg·L⁻¹ de fosfato, com desvio padrão de 0,160 e coeficiente de variação de 5,93%. Nos testes conduzidos em dias distintos (inter-dia), a média foi de 5,59 mg·L⁻¹, com desvio padrão de 0,184 e coeficiente de variação de 3,29%. Esses resultados demonstram que o método desenvolvido apresenta boa repetibilidade e robustez, sendo estável e confiável para a determinação da concentração de fosfato.

7 CONCLUSÃO

O método demonstrou boa robustez, repetibilidade e confiabilidade, especialmente quando comparado aos resultados obtidos com o equipamento convencional.

Um aspecto que merece destaque é a simplicidade da proposta. O método é fácil de utilizar, mesmo por quem não possui formação técnica, o que favorece sua aplicação direta no campo, exatamente onde se encontra seu público-alvo. Além disso, trata-se de uma solução de baixo custo e viável para pequenos produtores, sendo apenas necessário o smartphone, e os reagentes cromogênicos.

Por fim, vale ressaltar o caráter ambientalmente amigável do método. Ele não emprega reagentes tóxicos, como o zinco amalgamado, e gera um volume mínimo de resíduos, alinhando-se aos princípios da Química Verde e tornando-se uma alternativa mais sustentável às técnicas tradicionais.

REFERÊNCIAS

- AMALIA, A. F. *et al.* Artificial intelligence for small hydroponics farms employing fuzzy logic systems and economic analysis. **Brazilian Journal of Agricultural and Environmental Engineering**, [s. l.], v. 27, n. 9, p. 690-697, 2023. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v27n9p690-697>. Acesso em: 15 set. 2023.
- ALMEIDA JR, P. L.; LIMA, L. M. A.; ALMEIDA, L. F. A 3D-printed robotic system for fully automated multiparameter analysis of drinkable water samples. **Analytica Chimica Acta**, [s. l.], v. 1169, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aca.2021.33849>. Acesso em: 09 ago. 2023.
- ASADUZZAMAN, M.; NIU, G.; ASAO, T. Nutrients recycling in hydroponics: opportunities and challenges toward sustainable crop production under controlled environment agriculture. **Frontiers in Plant Science**, [s. l.], v. 13, n. 845472, p. 1-5, 2022.
- BARROS, J. A. V. A. *et al.* Digital image analysis for the colorimetric determination of aluminum, total iron, nitrite and soluble phosphorus in waters. **Analytical Letters**, [s. l.], v. 50, n. 2, p. 414-430, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/00032719.2016.1182542>. Acesso em: 9 jan. 2025.
- BUI, H. K. Function of the speech recognition of the smartphone to automatically operate a portable sample pretreatment microfluidic system. **ACS Sensors**, [s. l.], v. 08, n. 02, p. 515-521, 2023.
- CARRIJO, O. A.; MAKISHIMA, N. **Princípios de hidroponia**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2000. 27 p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 22). Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/769981/principios-de-hidroponia>. Acesso em: 9 out. 2023.
- COLZANI, H. *et al.* Determinação de fosfato em refrigerantes utilizando um scanner de mesa e análise automatizada de dados: Um exemplo didático para ensino de química. **Química Nova**, [s. l.], v. 40, n. 7, p. 833-839, 2017. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.21577/0100-4042.20170035>. Acesso em: 10 set. 2023.
- CHAIWONGSAI, J. Automatic control and management system for tropical hydroponic cultivation. **IEEE**, Sapporo, 2019.
- CZUBATINSKI, L.; HEMM, H.; HORNING, G. Das Boxometer – Photometrie to go kolorimetrische bestimmung von nitrat. **Chemie in Unserer Zeit**, Weinheim, v. 56, n. 4, p. 28–33, 2022.
- DEADMAN, B. J.; HELLGARDT, K.; HII, K. K. M. A colorimetric method for rapid and selective quantification of peroxodisulfate, peroxomonosulfate and hydrogen peroxide. **Reaction Chemistry & Engineering**, [s. l.], v. 2, n. 4, p. 462-466, 2017.
- FRANCO, M. O. K. *et al.* Using colorimetric spot test and digital imaging-based technique for volatile acidity determination in cachaça with the aid of a smartphone. **Microchemical**

Journal, [s. l.], v. 187, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.microc.2023.108416>. Acesso em: 09 set. 2023.

GALIGA, H. F.; SEVILLA, F. B. Digital colorimetric sensor for assessment of iodate in food-grade salt based on paper-based analytical device. **Food Chemistry**, [s. l.], v. 414, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2023.135741>. Acesso em: 13 set. 2023.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Sidra. Levantamento Sistemático da Produção Agrícola (LSPA)**. Rio de Janeiro, RJ: IBGE, [2025?]. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/7832#resultado>. Acesso em: 20 jan. 2025.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Sidra. Produção Agrícola Municipal (PAM)**. Rio de Janeiro, RJ: IBGE, [2025?]. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/5457#resultado>. Acesso em: 20 jan. 2025.

LIU, X.; SHAFIE, S. Nanostructure silver absorbance with polarized light spectroscopy (PLS) and mobile Imaging. **Instrumentation Science & Technology**, [s. l.], v. 53, p. 381-394, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/10739149.2024.2396138>. Acesso em: 1 out. 2025.

MISAILA, L. *et al.* WATERSHED - android application for the mineral waters classification. **Revista de Chimie**, [s. l.], v. 70, n. 06, p. 2212-2217, 2019.

PELLEGRINA, H. S. Trade, productivity, and the spatial organization of agriculture: Evidence from Brazil. **Journal of Development Economics**, [s. l.], v. 156, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.jdeveco.2021.102816>. Acesso em: 10 out. 2023.

PHUANGSAIJAI, N.; JAKMUNEE, J.; KITTIWACHANA, S. Investigation into the predictive performance of colorimetric sensor strips using RGB, CMYK, HSV, and CIELAB coupled with various data preprocessing methods: a case study on an analysis of water quality parameters. **Journal of Analytical Science and Technology**, [s. l.], v. 12, n. 19, p. 1-16, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s40543-021-00271-9>. Acesso em: 11 set. 2023.

QIU, J. *et al.* Rapid colorimetric detection of potassium ions based on crown ether modified Au NPs sensor. **Sensors and Actuators B: Chemical**, [s. l.], v. 281, p. 783-788, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.snb.2018.10.139>. Acesso em: 8 out. 2023.

STEVENS, J. D. *et al.* Development and testing of an IoT spectroscopic nutrient monitoring system for use in micro indoor smart hydroponics. **Horticulturae**, [s. l.], v. 9, n. 185, p. 1-22, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/horticulturae9020185>. Acesso em: 2 jan. 2023

VARGAS-MUÑOZ, M. A. *et al.* Paper sensor-based method using a portable 3D-printed platform and smartphone-assisted colorimetric detection for ammonia and sulfide monitoring in anaerobic digesters and wastewater. **Microchemical Journal**, [s. l.], v. 188, DOI 10.1007/s00239-023-01558-z, 2023.

WONGNIRAMAİKUL, W. *et al.* Portable colorimetric hydrogel test kits and on-mobile digital image colorimetry for on-site determination of nutrients in water. **Molecules**, Phuket,

v. 27, n. 21, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/molecules27217287>. Acesso em: 12 set. 2023.

ZELAZKO, A. **RGB color model**. [s. l.]: Encyclopædia Britannica, [s. l.], 2024. Disponível em: <https://www.britannica.com/science/RGB-color-model>. Acesso em: 4 out. 2025.

ANEXO



Manual do usuário



Sumário

kit (imagem).....	1
Apresentação do Kit.....	2
Como determinar o N (Nitrogênio).....	3
Escala de concentração para o N (Nitrogênio).....	6
Como determinar o P (Fosforo).....	7
Escala de concentração para o P (Fosforo).....	10

Atenção: Os reagentes possuem uma garantia de 2 meses, após esse tempo, a funcionalidade dos mesmos podem ser comprometidas

Kit para a determinação de N e P

1



Item A: Balão para o preparo do Nitrogênio (200 mL)

2

Item B: Balão para o preparo do Fosforo (100 mL)

Item C: Suporte para posicionamento do celular

Item D: Pipetas (para colocar gotas)

Item E: Tubos de ensaio com tampas

Item F: Tubos de ensaio sem tampa

Item G: Espátula para adicionar o Zinco

Item H: Zinco (preparo do Nitrogênio)

Item I: Reagente 1 para o Nitrogênio

Item J: Reagente 2 para o Nitrogênio

Item K: Reagente 1 para o Fosforo

Item L: Reagente 2 para o Fosforo

Item M: Espátula para adicionar o reagente 2 para o Fosforo

Como determinar o N: Itens para determinar o N 3



4

Primeira etapa (Preparo da amostra/solução nutritiva): Com o tubo de ensaio (Item A da figura da página 3) apanhe 2 mL da solução nutritiva (preencher até chegar na marcação do tubo) utilize a pipeta (Item J da figura da página 3) para ajustar o volume correto. Em seguida transfira o volume do tubo para o balão (Item B da figura da página 3), e no balão, adicione também 20 mL de HCl (Item D da figura da página 3) utilizando o béquer (Item C da figura da página 3), e complete o volume do balão até a marcação

Segunda etapa (redução): Com o béquer (Item E da figura da página 3) retire cerca de 20 mL do conteúdo presente no balão e adicione o conteúdo apanhado no tubo de ensaio com tampa (Item E da figura da página 3) até na marcação indicada, o qual será um total de 10 mL (Lembre-se, utilize a pipeta (Item J da figura da página 3) sempre que for ajustar o volume). Após o volume ajustado, adicione zinco (Item F da figura da página 3) na solução dentro do tubo utilizando a espátula (Item F da figura da página 3), apenas uma ponta de espátula é necessário. Após isso, tampe o tubo e o agite por 30 segundos e aguarde por 17 minutos.

5

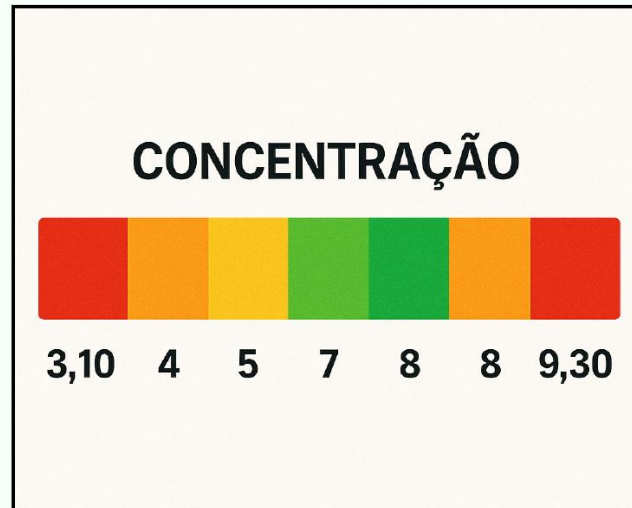
Terceira etapa (reação para gerar cor): Com uma das pipetas (Item J da figura da página 3) (ainda não utilizada) transfira 5 ml para o tubo de ensaio (Item G da figura da página 3), preencha o tubo até chegar na marcação. Em seguida, adicione duas gotas do reagente 1 (Item H da figura da página 3) e mais duas gotas do reagente 2 (Item I da figura da página 3). Após adicionar ambos os reagentes, agite e aguarde 5 minutos.

Quarta etapa (Leitura do N): Após o intervalo de 5 minutos, transfira o conteúdo do tubo para a cubeta, a qual está dentro do suporte (Item C da figura da página 1), coloque a cubeta dentro do suporte, tampe, ligue o LED pelo interruptor do suporte e tire a foto.

Atenção: Após a leitura, se o valor obtido esteja abaixo de 3,10 é necessário aumentar a concentração de N na solução nutritiva. Mas caso o valor dado após a análise seja superior a 9,30 será necessário diluir a solução nutritiva. A seguir (próxima página), tem-se a faixa de concentração permitida para o N.

Escala da concentração do N

6



Atenção: 3,10 e 9,30 são os extremos, por isso a cor vermelha, isso indica que é necessário atenção em relação ao N

Como determinar o P: Itens para determinar o P 7



8

Primeira etapa (Preparo da amostra/solução nutritiva): Com o tubo de ensaio (Item A da figura da página 7) apanhe 5 mL da solução nutritiva (preencher até chegar na marcação do tubo) utilize a pipeta (Item H da figura da página 7) para ajustar o volume correto. Adicione o volume do tubo no balão (Item H da figura da página 7) e complete o volume do balão até a marcação.

Segunda etapa (reação para gerar cor): Com o béquer (Item C da figura da página 7) retire cerca de 20 mL do conteúdo presente no balão e adicione o conteúdo apanhado no tubo de ensaio com tampa (Item D da figura da página 7) até na marcação indicada, o qual será um total de 5 mL (Lembre-se, utilize a pipeta (Item H da figura da página 7) sempre que for ajustar o volume). Após o volume ajustado, no tubo adicione 4 gotas do reagente 1 (Item E da figura da página 7), e em seguida, utilizando a espátula (Item G da figura da página 7), adicione o reagente 2 (Item F da figura da página 7) no tubo, agite e aguarde 8 minutos

9

Terceira etapa (Leitura do P): Após o intervalo de 5 minutos, transfira o conteúdo do tubo para a cubeta, a qual esta dentro do suporte (Item C da figura da página 1), coloque a cubeta dentro do suporte, tampe, ligue o o LED pelo interruptor do suporte e tire a foto.

Atenção: Após a leitura, se o valor obtido esteja abaixo de 2,30 é necessário aumentar a concentração de P na solução nutritiva. Mas caso o valor dado após a análise seja superior a 7,67 será necessário diluir a solução nutritiva. A seguir (próxima página), tem se a faixa de concentração permitida para o P.

Escala da concentração do P

10

CONCENTRAÇÃO



2,30

5

7,67

Atenção: 2,30 e 7,67 são os extremos, por isso a cor vermelha, isso indica que é necessário atenção em relação ao P