



Universidade Estadual de Campinas
Faculdade de Engenharia Agrícola

Euriana Maria Guimarães

**Algoritmo computacional para processar imagens de raiz de
cana-de-açúcar**

Campinas

2019



Euriana Maria Guimarães

Algoritmo computacional para processar imagens de raiz de cana-de-açúcar

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado como requisito parcial para obtenção do título de Engenheiro Agrícola junto à Faculdade de Engenharia Agrícola da Universidade Estadual de Campinas.

Orientador: Prof. Dr. Zigomar Menezes de Souza

Campinas

2019

Ficha catalográfica
Universidade Estadual de Campinas
Biblioteca da Área de Engenharia e Arquitetura
Rose Meire da Silva - CRB 8/5974

G947a Guimarães, Euriana Maria, 1988-
Algoritmo computacional para processar imagens de raiz de cana-de-açúcar /
Euriana Maria Guimarães. – Campinas, SP : [s.n.], 2019.

Orientador: Zigomar Menezes de Souza.
Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Estadual de
Campinas, Faculdade de Engenharia Agrícola.

1. Processamento de imagens. 2. Cana-de-açúcar. 3. Otimização. I. Souza,
Zigomar Menezes de, 1970-. II. Universidade Estadual de Campinas. Faculdade
de Engenharia Agrícola. III. Título.

Informações adicionais, complementares

Título em outro idioma: Computational algorithm for processing sugarcane root images

Palavras-chave em inglês:

Image processing

Sugarcane

Optimization

Titulação: Engenheiro Agrícola

Banca examinadora:

Camila Viana Vieira Farhate

Juliana Aparecida Fracarolli

Data de entrega do trabalho definitivo: 13-12-2019



Algoritmo computacional para processar imagens de raiz de cana-de-açúcar

Euriana Maria Guimarães

BANCA EXAMINADORA

.....
Prof. Dr. Zigomar Menezes de Souza
Orientador

.....
Profa. Dra. Juliana Aparecida Fracarolli
Avaliadora

.....
Dra. Camila Viana Vieira Farhate
Avaliadora



DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho de conclusão de curso a meus pais, Ana Lúcia de Andrade Guimarães e em memória de Eurico Galvão Guimarães, aos meus irmãos Euriluce Aparecida Guimarães e José Eurico Bento Guimarães e, ao meu namorado João Marcos Quental, por todo apoio e incentivo durante a execução deste trabalho.

A Faculdade de Engenharia Agrícola (FEAGRI – UNICAMP), ao meu orientador Prof. Dr. Zigomar Menezes de Souza, a Pós-Doutoranda Camila, aos meus colegas de curso, e os diretores e coordenadores da FEAGRI, Prof. Dr. Angel Pontin Garcia, Prof. Dr. Rafael Augustus de Oliveira, Prof. Dr. Zigomar Menezes de Souza e Prof. Dr. Marco Tulio Ospina Patino.

A todos que utilizarem esta obra como fonte de estudo.



AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço a Deus por mais esta oportunidade de aumentar meus conhecimentos.

A toda a estrutura e organização fornecidos pela Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP) e pela Faculdade de Engenharia Agrícola (FEAGRI) que me auxiliou durante minha graduação e principalmente na execução deste trabalho.

Agradeço a todo corpo docente da FEAGRI, aos diretores e coordenadores, aos meus colegas, professores e amigos que me apoiaram durante a graduação. Agradeço principalmente aos envolvidos no meu trabalho de conclusão de curso.

Por fim, agradeço a minha família e parentes, e ao meu namorado João Marcos Quental por sempre me apoiarem e me incentivarem a ir além.



EPÍGRAFE

“A mente que se abre a uma nova ideia jamais voltará ao seu tamanho original”. (Albert Einstein)

RESUMO

A avaliação do sistema radicular da cana-de-açúcar, assim como de outras plantas, fornece dados importantes para se compreender a interação do solo com as plantas, além de, especificamente no caso da cana-de-açúcar, fornecer dados sobre a regeneração da soqueira após a colheita. Entretanto, o processo tradicional de obtenção dos dados necessários para análise é um processo que demanda demasiado esforço e tempo por parte do operador. Diante disso, o objetivo desse trabalho foi gerar por meio do uso da programação em macro no software ImageJ esses atributos de medidas (comprimento, diâmetro médio e área da raiz da cana-de-açúcar) e de otimizar o tempo de processo ao adquirir esses dados e para isso precisou validar o programa em relação aos dados medidos manualmente e com o software comercial Safira. Para fazer essa avaliação foram escolhidas de forma aleatória 100 amostras de raízes de cana-de-açúcar coletadas na usina situada no município de Ibitinga-SP. As imagens foram obtidas por meio de uma câmera digital modelo Nikon D7000 e logo em seguida passadas nos softwares para as leituras e geração dos dados para a devida comparação e foi realizada manualmente essas medidas de cada amostra através da régua e do especímetro. Os resultados mostraram que o ImageJ reduziu o tempo de leitura das imagens, pois enquanto o software Safira processou uma imagem em aproximadamente 60 s, a mesma imagem processada na programação em macro do ImageJ levou 3 s no processo. E diante do conjunto de dados obtidos observou-se que ambos os softwares apresentaram certos erros ao comparar com as medidas realizadas manualmente. Contudo, para comparação entre medidas realizada por meio do mesmo software o uso do ImageJ é válido. Assim, o uso de ambos os softwares ficará a escolha do tempo e da precisão dos dados que o operador precisa, mas levando em consideração que os dados sejam executados no mesmo software, para assim garantir a padronização dos dados e um melhor resultado.

Palavras-chave: raízes de cana-de-açúcar, processamento de imagem, otimização do tempo.



ABSTRACT

The evaluation of the sugarcane root system, as well as of other plants, provides important data to understand the interaction of the soil with the plants, and, specifically in the case of sugarcane, provide data on the regeneration of the knuckle after harvest. However, the traditional process of obtaining the data required for analysis is a process that requires too much effort and time on the part of the operator. Therefore, the objective of this work was to generate, using macro programming in ImageJ software, these measurement attributes (length, average diameter and sugarcane root area) and to optimize the process time when acquiring these for this, the program had to be validated against the manually measured data and with the commercial software Safira. To make this evaluation, 100 sugarcane root samples were randomly selected from the plant located in the municipality of Ibitinga-SP. The images were obtained by means of a digital camera and then passed in the software for the readings and data generation for proper comparison and these measurements of each sample were manually performed using the ruler and the specimen. The results showed that ImageJ reduced the reading of the images, because while the Safira software processed an image in approximately 60 s, the same image processed in ImageJ macro programming took 3 s in the process. And considering the data set obtained, it was observed that both software presented certain errors when comparing with the measurements performed manually. However, for comparison between measurements made using the same software, the use of ImageJ is valid. Thus, the use of both software will be the choice of the time and accuracy of data that the operator needs but considering that the data is executed in the same software, thus ensuring data standardization and better result.

Keywords: sugarcane roots, image processing, time optimization.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Fluxograma das etapas do processamento digital de imagens via software computacional a partir de um banco de imagens pré-estabelecido, adaptação do trabalho “ Processamento de imagens digitais ” de Gonzalez e Woods (Fonte: GONZALEZ e WOODS, 2000).....	4
Figura 2: Representação de uma imagem digital bidimensional em forma matricial em escala de cinza. Fonte: (GONZALEZ e WOODS, 2000).....	5
Figura 3: Processamento de imagens de uma régua através da função Threshold – conversão da imagem em escala de cor binária.....	7
Figura 4: Imagem da régua e das raízes passadas pela função Measurements, responsável por isolar os objetos presentes na imagem realizando sua mensuração.....	9
Figura 5: Imagem das raízes passada pelo plugin Skeletonize, estabelecendo a linha principal das raízes e com isso seu comprimento (maior linha contínua) – Imagem do software em alteração.....	9
Figura 6: Representação de como as raízes ficam passadas pelo plugin Skeletonize, alterando-se o fundo da imagem para se ter uma melhor visualização do processo – imagem do software alterada.....	10
Figura 7: Principais constituintes que se desenvolvem do tolete da cana-de-açúcar, durante o perfilhamento. (SMITH et al., 2005).	11
Figura 8: Representação das raízes da cana-de-açúcar. (SMITH et al., 2005).....	12
Figura 9: Localização do município de Ibitinga em relação ao estado de São Paulo, Brasil.	15
Figura 10: Escâner utilizado para aquisição de imagens de amostras de raízes de cana-de-açúcar para o processamento digital. Modelo utilizado: Samsung SCX – 4600.	17
Figura 11: Câmera digital utilizada para aquisição de imagens de amostras de raízes de cana-de-açúcar para o processamento digital. Modelo utilizado: Nikon D7000.....	17
Figura 12: Tripé utilizado para garantir a inclinação e posicionamento ideal da câmera digital. Modelo utilizado: MID#0460613 fabricado pela Vivitar.....	18
Figura 13: Flash utilizado para aumentar a iluminação das amostras, facilitando a diferenciação das raízes de cana-de-açúcar do fundo. Modelo utilizado: Nikon SPEEDLIGHT SB-700.	18
Figura 14: Montagem do equipamento e vista da câmera.	19
Figura 15: Instrumentos de medidas centesimais utilizados para aquisição dos dados manuais de comprimento das amostras de raízes de cana-de-açúcar, utilizando régua ou paquímetro.....	21
Figura 16: Instrumentos de medidas milésimais utilizados para aquisição dos dados manuais de diâmetro das amostras de raízes de cana-de-açúcar, utilizando micrometro ou especímetro.	21
Figura 17: Gráficos de dispersão de dados de comprimento das raízes de cana-de-açúcar, ImageJ (A) vs Safira (B).....	22
Figura 18: Gráficos de dispersão de dados de diâmetro médio das raízes de cana-de-açúcar, ImageJ (A) vs Safira (B).....	23
Figura 19: Gráficos de dispersão de dados de área das raízes de cana-de-açúcar, ImageJ (A) vs Safira (B).	24



LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Dados manuais medidos do comprimento, diâmetro médio e área das raízes..	19
Tabela 2: Dados ImageJ medidos do comprimento, diâmetro médio e área das raízes. ...	20
Tabela 3: Dados Safira medidos do comprimento, diâmetro médio e área das raízes.	21



SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. HIPÓTESE	2
3. OBJETIVOS	2
3.1. Geral	2
3.2. Específicos	3
4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
4.1. Processamento digital de imagens	3
4.2. A imagem digital	5
4.3. Definição do fenômeno a ser pesquisado	6
4.4. ImageJ	6
4.4.1. Batch mode	7
4.4.2. Função Threshold	7
4.4.3. Split Channels	8
4.4.4. Measurement	8
4.4.5. Skeletonize	9
4.5. Safira	10
4.6. Análise de sistemas radiculares	10
4.6.1. Comprimento de raízes	12
4.6.2. Diâmetro das raízes	13
4.6.3. Área das raízes	14
5. METODOLOGIA	14
5.1. Amostras	14
5.2. Procedimentos manuais	15
5.2.1. Pré-processamento	16
5.2.2. Aquisição de imagens	16
5.3. Montagem dos equipamentos	18
5.4. Processamento de Imagem via software SAFIRA	19
5.5. Comparação e Validação	20
6. RESULTADOS E DISCUSSÃO	21
7. CONCLUSÕES	27
8. CONSIDERAÇÕES FINAIS	27
REFERÊNCIAS	28
ANEXOS	32

1. INTRODUÇÃO

A cultura da cana-de-açúcar sempre teve um papel muito importante na história do Brasil, em relação ao aspecto econômico, social e estratégicos do país. Sendo reconhecido por outros países como grande produtor de açúcar, etanol, cogeração de energia elétrica e mais recentemente com potencial para produção de etanol de 2ª geração. No entanto, esse potencial pode variar em função das condições edafoclimáticas e do estado nutricional da planta. Um dos fatores de maior importância na relação planta-água-solo é a distribuição e a arquitetura do sistema radicular, bem como sua dinâmica de crescimento (VASCONCELOS, 2002).

Em relação ao cultivo e a produção, a área colhida da safra de 2018/19 está estimada em aproximadamente 9 milhões de hectares, queda de 1% se comparada com a safra 2017/18 e a produção sendo de 616 milhões de toneladas, apresentando redução de 3% em relação à safra anterior (CONAB, 2019). A produtividade média estimada para a temporada 2018/19 é de 71.326 Mg ha⁻¹, valor 1,7% menor do que os 72.543 Mg ha⁻¹ obtidos na safra 2017/18. O envelhecimento das lavouras, a baixa taxa de renovação, a falta de investimento em algumas regiões e a redução do pacote tecnológico têm mantido as médias brasileiras inferiores a 80 Mg ha⁻¹ (CONAB, 2019). Cada vez mais, é preciso investir para melhorar esse cenário, com investimento em novas tecnologias, manejos de produção e pesquisas que visam melhores canaviais.

Para se obter, portanto, uma melhor compreensão dos fenômenos que ocorrem na parte aérea das plantas torna-se mais completa quando também há a compreensão do que ocorre abaixo da superfície do solo, principalmente, com a distribuição e o crescimento das raízes no perfil (VASCONCELOS et al., 2003). O crescimento das raízes responde ao ambiente do solo e cria plasticidade na forma, no tamanho e na distribuição do sistema radicular (SMITH et al., 2005).

Outra grande importância de se estudar o sistema radicular da cana-de-açúcar é que ela desempenha um papel essencial na regeneração das soqueiras após a colheita, e influencia diretamente a eficiência de absorção dos nutrientes pela planta, a resistência à seca e a tolerância ao ataque de pragas do solo, o que prejudica todo o desenvolvimento da cultura (AQUINO et al., 2015).

Além do comprimento da raiz, a área de superfície da raiz é um atributo que também ajuda a compreender a relação entre o solo e a planta (GRANT et al., 2012). Esta medida é associada ao diâmetro da raiz; raízes mais finas contribuem para maiores valores de área de superfície e o local de troca entre a planta e o solo, para a obtenção da água e para a absorção dos nutrientes (WAISEL e ESHEL, 2002). Esta determinação é importante porque alguns estudos relataram mudanças na área da superfície e conseqüentemente da disponibilidade de nutrientes no solo (DESNOS, 2008; PANG et al., 2010; MEI et al., 2011).

O modo tradicional para mensurar o comprimento radicular foi proposto por Newman (1966). Ele desenvolveu um procedimento fundamentado na relação matemática entre o comprimento de segmentos de raízes e o número de intersecções em linhas retas orientadas aleatoriamente, denominado método da linha de intersecção. Esse método foi

adaptado por Tennant (1975) para quantificação visual de amostras de raízes usando-se uma grade. Todavia, esse método é demorado de implementar e pode gerar resultados subjetivos, de acordo com o avaliador. Para melhorar a eficiência da análise de raízes, técnicas usando programas computacionais foram desenvolvidos para determinar propriedades das raízes por meio de imagens digitalizadas (MURPHY e SMUCKER, 1995; BAUHUS e MESSIER, 1999; VAMERALI et al., 2003). Sistemas diferentes que podem ser usados na análise de imagem de raízes foram desenvolvidos fora do Brasil, por exemplo, WinRHIZO (ARSENAULT et al., 1995; WANG e ZHANG, 2009), Delta-T (Dispositivos Delta-T, 2019) e DART (LE BOT et al., 2010).

No Brasil, tem-se sistemas computacionais que são de domínio público como o Safira e o ImageJ, sendo que para a análise de raízes é mais utilizado o primeiro sistema. Sendo que o Safira, é um software de análise de fibras e raízes por imagem, que tem como vantagem a obtenção fácil de dados sobre o sistema radicular da cultura. O programa permite avaliar a área superficial, o comprimento e o diâmetro das raízes, e com isso realizar um diagnóstico preciso do desenvolvimento de um cultivo (EMBRAPA, 2008). Foi desenvolvido pela Embrapa Instrumentação Agropecuária, para poder ser usado tanto por agricultores quanto por pesquisadores. Mas, no entanto, esse diagnóstico feito por esse software é realizado em uma imagem de cada vez.

No entanto, o ImageJ é um software que também processa imagens e com os códigos certos é capaz de fornecer mais rápido os dados do comprimento, devido a capacidade de processar imagens em conjunto, assim fornecendo dados da área e do diâmetro requerido para os estudos de raízes (GRISHAGIN, 2015).

Portanto, para a obtenção de uma maior eficiência no estudo de raízes, este estudo foi realizado por um dos sistemas computacionais de domínio público, o ImageJ, para otimizar o tempo de processo dos resultados de comprimento, área e do diâmetro médio das raízes de cana-de-açúcar, uma vez que, o outro sistema, o Safira, obtém os resultados com a abertura e a leitura de cada imagem, fazendo com que o processo seja mais demorado.

2. HIPÓTESE

Desenvolver um algoritmo computacional capaz de auxiliar na obtenção de dados referentes as dimensões de raízes, em especial as raízes de cana-de-açúcar, acelerando o processo de análise de amostras de raízes retiradas do campo.

3. OBJETIVOS

3.1. Geral

Desenvolver uma ferramenta computacional capaz de processar imagens de amostras de raízes determinando o comprimento de seu eixo principal, a área superficial e

o diâmetro médio, otimizando o tempo de processo na obtenção desses dados. Estabelecendo uma metodologia de execução que auxilie em futuros projetos.

3.2. Específicos

Como objetivos específicos têm-se:

- Demonstrar a versatilidade do processamento digital de imagens na avaliação de atributos radiculares.
- Obter informações de comprimento, área e diâmetro médio radicular por meio do processamento digital de imagens com o software ImageJ.
- Avaliar as medidas de comprimento, área e diâmetro radicular manualmente.
- Realizar as medições de comprimento, área e diâmetro radicular via o software Safira.
- Determinar a variação do software computacional ImageJ em relação as medidas manuais de comprimento, diâmetro e área das raízes com as medidas de comprimento, diâmetro e área adquiridas via o software Safira, para que assim possa obter a variação do modelo proposto.

4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

4.1. Processamento digital de imagens

A área de Processamento Digital de Imagens (PDI) está em constante progresso e desenvolvimento. Devido a esse fato, há um interesse crescente nos métodos de PDI provenientes de duas áreas principais de aplicação: a melhoria da informação visual para interpretação humana e a percepção automática de máquinas advinda de informações extraídas de uma cena (MARQUES FILHO e VIEIRA NETO, 1999). O PDI é composto por diversas etapas: aquisição da imagem, pré-processamento da imagem, segmentação, representação, descrição, reconhecimento, interpretação e a base de conhecimento (RENCZ e RYERSON, 1999; GONZALEZ e WOODS, 2000). Na Figura 1 são mostradas as etapas previamente citadas e as respectivas interações.

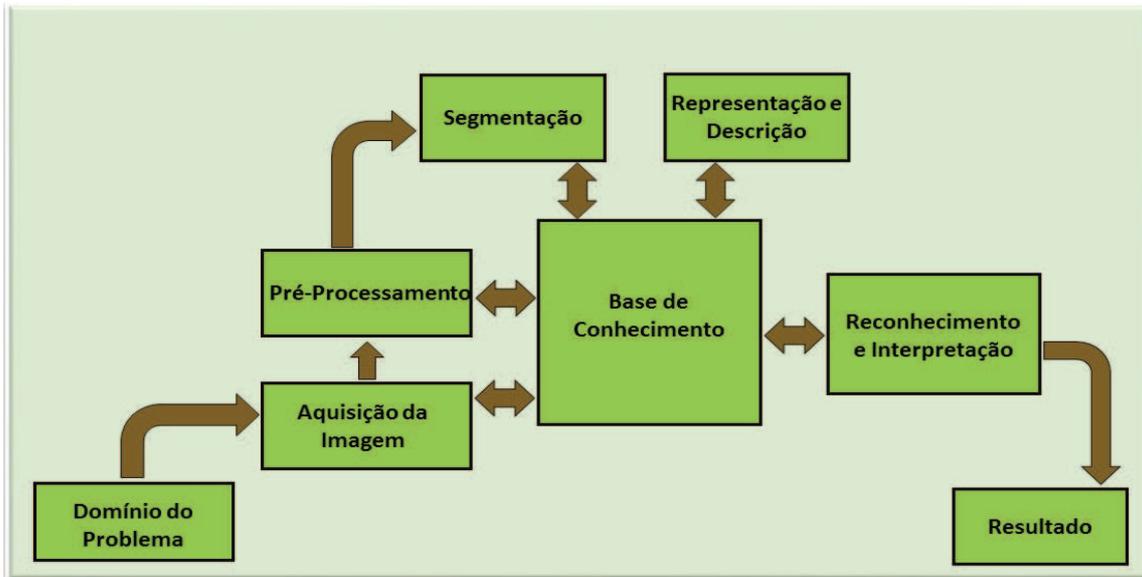


Figura 1: Fluxograma das etapas do processamento digital de imagens via software computacional a partir de um banco de imagens pré-estabelecido, adaptação do trabalho “**Processamento de imagens digitais**” de Gonzalez e Woods (Fonte: GONZALEZ e WOODS, 2000).

A aquisição é a etapa responsável pela obtenção da imagem por meio de um sensor ou conjunto de sensores, cujo sinal de saída é digitalizado. O tipo de sensor utilizado e os tipos de imagens produzidas são definidos pela aplicação, ou seja, o domínio do problema (FORSYTH e PONCE, 2001).

O pré-processamento da imagem tem como objetivo principal melhorar a qualidade da imagem de modo a facilitar e agilizar a aplicação das etapas posteriores. O pré-processamento engloba técnicas para o realce de bordas e a exclusão de ruídos. A segmentação pode ser definida como a etapa pela qual a imagem de entrada é dividida em segmentos ou regiões constituintes. A representação é a maneira apropriada de representar os dados para um futuro processamento. A descrição, também denominada seleção de características, busca extrair características (descritores) que evidenciem a diferença entre os diferentes objetos presentes na imagem. O reconhecimento é a etapa que define um rótulo a determinado objeto. O rótulo é definido com base nas informações fornecidas pelos respectivos descritores. Finalmente, a interpretação consiste na atribuição de significado a um grupo de entidades previamente rotuladas (GONZALEZ e WOODS, 2000).

Todas as etapas descritas anteriormente implicam na existência de algum conhecimento sobre a natureza do problema a ser solucionado. Esse conhecimento é armazenado em uma base de conhecimento, cuja complexidade e tamanho podem variar drasticamente de acordo com a aplicação. Além de direcionar a operação de cada etapa de processamento, a base de conhecimento também é responsável pelo controle das interações entre os módulos. Isso é evidenciado por meio das setas bidirecionais presentes na Figura 1 (MARQUES FILHO e VIEIRA NETO, 1999).

4.2. A imagem digital

Uma imagem monocromática é uma função bidimensional contínua $f(x, y)$, na qual x e y são coordenadas espaciais e o valor de f em qualquer ponto (x, y) é proporcional à intensidade luminosa (brilho ou nível de cinza) no ponto considerado (RENCZ e RYERSON, 1999; RUSS, 2000; FORSYTH e PONCE, 2001; JÄHNE, 2002; ACHARYA e RAY, 2005). Como os computadores não são capazes de processar imagens contínuas, mas apenas arrays de números digitais, é necessário representar imagens como arranjos bidimensionais de pontos. Cada ponto na grade bidimensional que representa a imagem digital é denominado elemento de imagem ou pixel. Na Figura 2, apresenta-se a notação matricial usual para a localização de um pixel no arranjo de pixels de uma imagem bidimensional. O primeiro índice denota a posição da linha, m , na qual o pixel se encontra, enquanto o segundo, n , denota a posição da coluna. Se a imagem digital contiver M linhas e N colunas, o índice m variará de 0 a $M-1$, enquanto n variará de 0 a $N-1$. Observe-se o sentido de leitura (varredura) e a convenção usualmente adotada na representação espacial de uma imagem digital.

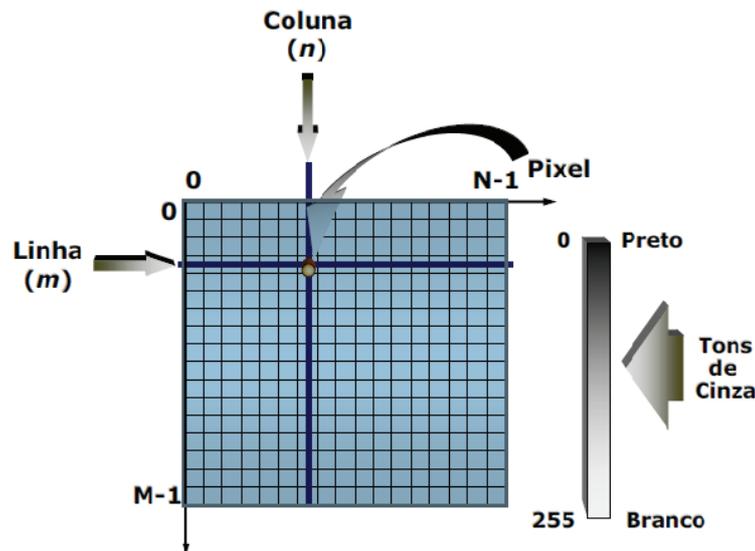


Figura 2: Representação de uma imagem digital bidimensional em forma matricial em escala de cinza. Fonte: (GONZALEZ e WOODS, 2000).

A intensidade luminosa no ponto (x, y) pode ser decomposta em: (i) componente de iluminação, $i(x, y)$, associada à quantidade de luz incidente sobre o ponto (x, y) ; e a componente de reflectância, $r(x, y)$, associada à quantidade de luz refletida pelo ponto (x, y) (GONZALEZ e WOODS, 2000). O produto de $i(x, y)$ e $r(x, y)$ resulta em:

$$f(x, y) = i(x, y) \cdot r(x, y) \quad 1$$

em que, $0 < i(x, y) < \infty$ e $0 < r(x, y) < 1$, sendo $i(x, y)$ dependente das características da fonte de iluminação, enquanto $r(x, y)$ dependente das características das superfícies dos objetos. Em uma imagem digital colorida no sistema RGB, um pixel pode ser visto como um vetor cujas componentes representam as intensidades de vermelho, verde e azul de sua cor. A imagem colorida pode ser vista como a composição de três imagens monocromáticas, i.e.:

$$f(x, y) = fR(x, y) + fG(x, y) + fB(x, y)$$

em que, $fR(x, y)$, $fG(x, y)$, $fB(x, y)$ representam, respectivamente, as intensidades luminosas das componentes vermelha, verde e azul da imagem, no ponto (x, y) .

O nível de cinza de determinado no ponto está limitado a um intervalo de valores, sendo que o valor mínimo deste intervalo deve ser positivo e o valor máximo deve assumir um valor finito. A esse intervalo dá-se o nome de escala de cinza. Normalmente é adotada a convenção de atribuir o valor zero para o limite mínimo do intervalo e um valor arbitrário finito para o limite máximo do intervalo, sendo que zero é considerado negro e o valor arbitrário é considerado branco. Os demais valores pertencentes ao intervalo são tons de cinza que variam continuamente desde o negro até o branco (GONZALEZ e WOODS, 2000).

4.3. Definição do fenômeno a ser pesquisado

As etapas iniciais de formação e aquisição de imagem, digitalização da imagem e, pré-processamento são ambas tão críticas quanto à etapa de segmentação, pois são etapas onde os dados iniciais da imagem são reconhecidos para serem depois processados. Caso estes dados iniciais sejam alterados, modificados, contaminados ou manipulados de forma errada, todo o trabalho restante fica comprometido (RUSS, 2000).

Sobre as etapas de formação e aquisição de imagem e, digitalização da imagem, têm-se muito pouco domínio, pois a quase totalidade de seus processos são realizados pelos próprios equipamentos, ou seja, pela câmera digital, onde cada um deles pode executar um algoritmo diferente de captura da imagem, sendo assim possível apresentar diferenças reais entre as imagens de uma mesma amostra capturadas por cada um deles (KELBY, 2006).

No entanto, na etapa de pré-processamento, a decisão sobre quais procedimentos utilizados para corrigir defeitos ou realçar detalhes de interesse da imagem são de pleno domínio de quem estiver analisando a imagem. Portanto, para que a próxima etapa – segmentação – tenha maior probabilidade de obter sucesso, os procedimentos desta etapa devem ser aplicados de maneira adequada (PETERSON, 2010).

A decisão por quais procedimentos realizar nesta etapa será específica para cada situação ou objetivo que se queira chegar. Além disso, para que procedimentos possam ser aplicados de forma adequada é necessário obter informações da imagem original. A extração de características é definida como todo o conjunto de operações do processo digital de imagens realizadas com o propósito de obter valores numéricos que caracterizam as imagens digitais ou parte delas (FERREIRA e RASBAND, 2012).

4.4. ImageJ

Wayne Rasband, voluntário no Instituto Nacional de Saúde em Maryland nos Estados Unidos, foi quem desenvolveu este software de PDI gratuito, de domínio público e de código

aberto, usando a linguagem de programação Java (hoje, uma linguagem não proprietária e de padrão aberto), sendo também um programa extensível, ou seja, possui um recurso de programação por meio de macros ou programação direta que permite criar novos algoritmos e tratamentos de imagens quando necessários, e ainda, a inserção de plugins de novos recursos, possibilitando não só o processamento como também a análise digital de imagens (FERREIRA e RASBAND, 2012).

Dentre os softwares de uso livre, o ImageJ é um dos mais adotados por diversas instituições de pesquisa em todo o mundo. Este software apresenta diversos recursos para tratamento de imagens que podem ser utilizados para análise de imagens por microscopia, câmeras digitais, portanto, com grande aplicação em áreas médicas, biológicas e de materiais (GRISHAGIN, 2015).

O ImageJ ainda possui a capacidade de incluir macros e plugins específicos (FERREIRA e RASBAND, 2012). São mais de 330 (trezentas e trinta) macros disponíveis no site oficial e, mais de 420 (quatrocentos e vinte) plugins. Cada item de menu, macro ou plugin é um recurso do ImageJ para pré-processamento, processamento a análise digital de imagens.

4.4.1. Batch mode

A função batch mode, em tradução livre modo em lote, consiste no processamento de inúmeras imagens em conjunto, devido a isso o software mantém as imagens ocultas no display, assim não há demanda de cálculo computacional pelo processador gráfico, economizando tempo de processamento, principalmente em componentes que não tenham placas gráficas independentes do processador (FERREIRA e RASBAND, 2012).

4.4.2. Função Threshold

Esta função tem como objetivo converter os valores de escala de cinza, que variam de 0 a 255 a valores binários, atribuindo a cada faixa selecionada os valores de 0 ou 255, possibilitando a conversão da imagem a uma imagem binária (mascara) como na Figura 3. Para isso são estabelecidos os valores de limite superior e limite inferior da faixa de escala de cinza da imagem (FERREIRA e RASBAND, 2012).



Figura 3: Processamento de imagens de uma régua através da função Threshold – conversão da imagem em escala de cor binária.

4.4.3. Split Channels

Como descrito na seção 4.2, as imagens são compostas pelos canais RGB, sendo que cada canal apresenta uma variação de valores de 0 a 255. A função Split Channels separa a imagem original em 3 imagens compostas por apenas 1 canal. Assim características predominantes em um único canal podem ser ressaltadas para posteriores análises (FERREIRA e RASBAND, 2012).

4.4.4. Measurement

A função Measurement é responsável pela análise das operações realizadas em uma imagem selecionada, retornando os resultados em forma de tabela enumerada, sendo possível a atribuição dos resultados apresentados para posteriores operações (FERREIRA e RASBAND, 2012). Por meio da janela Set Measurement pode se estabelecer os dados que serão apresentados na tabela de resultados, dados como:

- Size – área dos elementos.
- Circularity – esfericidade dos elementos presentes.
- Show – tipo imagem que será apresentada após a operação.
 - Nothing – não há retorno de imagem.
 - Outlines – contorno dos elementos enumerados.
 - Bare Outlines – contorno dos elementos sem enumeração.
 - Masks – imagem 8-bit dos elementos presentes.
 - Ellipses – imagem 8-bit contendo a elipse que melhor se ajusta aos elementos.
 - Count Masks – imagem 16-bit dos elementos apresentando sua enumeração em escala de cinza.
 - Overlay Outlines – imagem dos elementos e suas medidas.
 - Overlay Masks – imagem do contorno dos elementos e suas medidas.
- Display Results – apresenta as medidas de todos os elementos na tabela de resultados.
- Clear Results – limpa resultados anteriores da tabela de resultados.
- Summarize – gera uma tabela de sumário dos resultados obtidos.
- Add to Manager – as medidas realizadas serão armazenadas no ROI Manager.
- Exclude on Edges – imagens que tocam as extremidades da imagem serão ignoradas.
- Include Holes – se selecionada, os orifícios internos aos elementos serão desconsiderados.
- Record Starts – esta opção possibilita que plugins e macros recriem o contorno de elementos.
- In situ Show – se selecionado, a imagem original será substituída por uma imagem binária.

Na Figura 4 há imagens que passaram por essa função:



Figura 4: Imagem da régua e das raízes passadas pela função Measurements, responsável por isolar os objetos presentes na imagem realizando sua mensuração.

4.4.5. Skeletonize

O Skeletonize é um plugin do software ImageJ cujo a função tem como objetivo determinar o eixo principal de uma partícula presente em uma imagem e traçar o eixo principal, representado por uma linha de dimensão de um pixel de largura (CARRERAS, 2019). Na Figura 5 encontra-se a imagem das raízes passada por esse processo, nas quais essas linhas estão em vermelho e na Figura 6 encontra-se uma representação mais nítida desse processo.

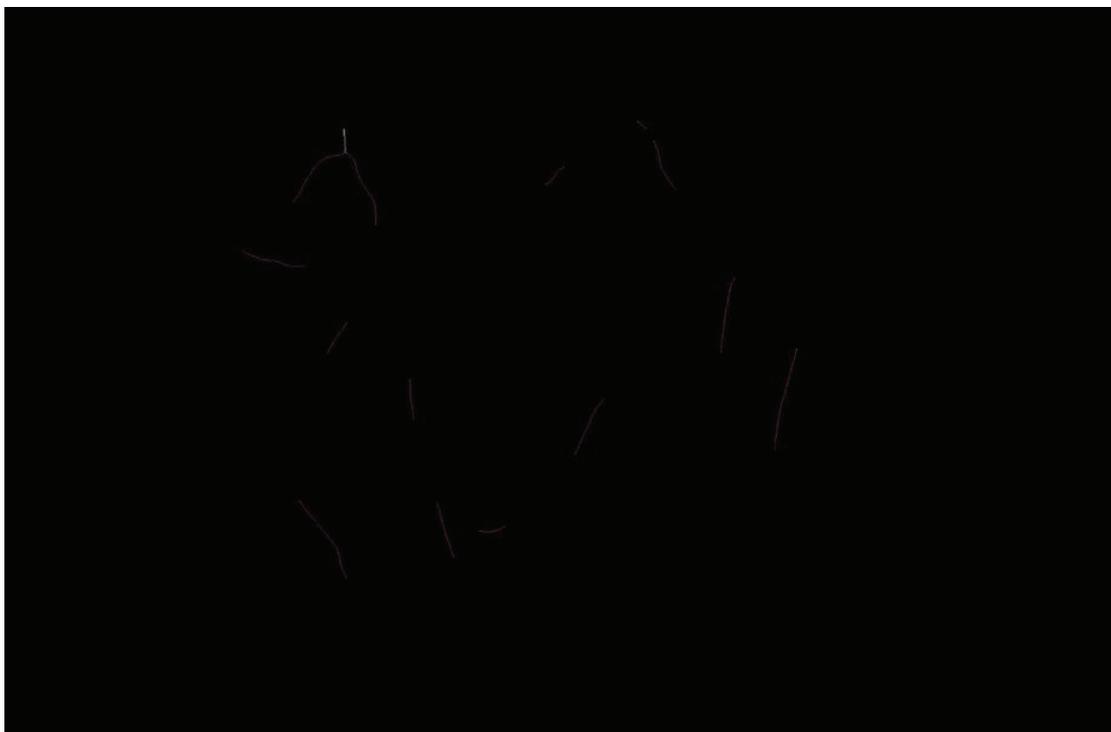


Figura 5: Imagem das raízes passada pelo plugin Skeletonize, estabelecendo a linha principal das raízes e com isso seu comprimento (maior linha contínua) – Imagem do software em alteração.

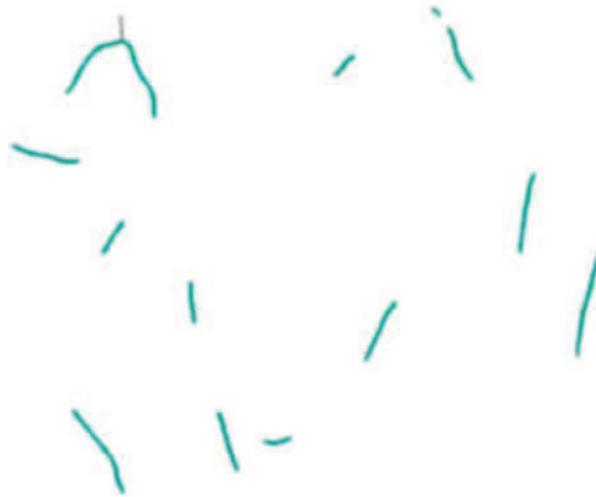


Figura 6: Representação de como as raízes ficam passadas pelo plugin Skeletonize, alterando-se o fundo da imagem para se ter uma melhor visualização do processo – imagem do software alterada.

4.5. Safira

É um sistema de análise por imagem desenvolvido pela EMBRAPA que facilita a determinação do volume, área superficial e comprimento por faixa de diâmetros. Nesse sistema é possível visualizar cada segmento com diferentes diâmetros diretamente na imagem por meio de cores e essas cores são as mesmas presentes nos histogramas de saída, facilitando assim a visualização rápida das amostras. Muito utilizado por grupos de pesquisa durante o desenvolvimento da cultura, bem como para agricultores que desejam monitorar o sistema radicular da sua cultura. Além disso, tem grande utilidade junto à caracterização de materiais e fibras naturais em diferentes aplicações. São utilizadas imagens padrão BMP, JPEG e são obtidas por câmera digital ou scanners. (EMBRAPA INSTRUMENTAÇÃO, 2014).

4.6. Análise de sistemas radiculares

O estudo ou análise de sistemas radiculares é realizado por diversas razões, sendo que as principais estão correlacionadas aos seguintes assuntos: micro-organismos do solo, produção de raízes, importância ecológica, destinação de recursos, utilização de recursos, interação de plantas, estrutura do solo, fixação da planta ao solo e informações biológicas básicas (SMIT et al., 2000).

Por meio de estudos dos sistemas radiculares é possível fazer uma análise de micro-organismos presentes no solo. Nos quais, esses micro-organismos podem beneficiar o sistema radicular por meio da fixação do N (nitrogênio), oxidação de NH_4 , desnitrificação e formação de nódulos nas raízes. Mas, também outros tipos de micro-organismos podem ser prejudiciais as plantas, os que causam as doenças. A análise de raízes também é utilizada para compreender como a planta aloca os recursos disponíveis para a

sobrevivência. O sistema radicular da planta indica como a planta se adapta as condições do ambiente em que se encontra (SMIT et al., 2000; ARMENGAUD et al., 2009).

Todo o estudo de raízes tem por finalidade de monitorar e otimizar a utilização de recursos pelas plantas. Compreender de como o sistema radicular irá funcionar, faz com que haja a redução do desperdício econômico, de fertilizantes e de água. Também, evitará consequências ambientais negativas causadas pelos desperdícios de recursos. Essa análise dos sistemas radiculares serve também como uma forma de compreender a interação da planta com a estrutura do solo. Contudo, esses estudos de raízes são para realizar a obtenção de informações biológicas básicas. Essas informações geralmente são utilizadas para a validação de modelos de crescimento radicular, de absorção de nutrientes e água etc. (VAN NOORDWIJK e VAN DE GEIJN, 1996; SMIT et al., 2000; FREDDI et al., 2007; WANG et al., 2009).

As raízes de cana-de-açúcar são classificadas como raízes do tolete (ou de fixação) e raízes de perfilhamento primário, sendo que a formação desse sistema radicular se inicia-se entre 15 a 30 dias após o plantio e durando até 90 dias (SMITH et al., 2005). As raízes do tolete originaram-se nos primórdios radiculares do tolete de plantio, são delgadas e muito ramificadas. As raízes do perfilho primário originam-se a partir dos primórdios radiculares do perfilho, sendo mais espessas, com coloração clara e menos ramificada (DILLEWIJN, 1952).

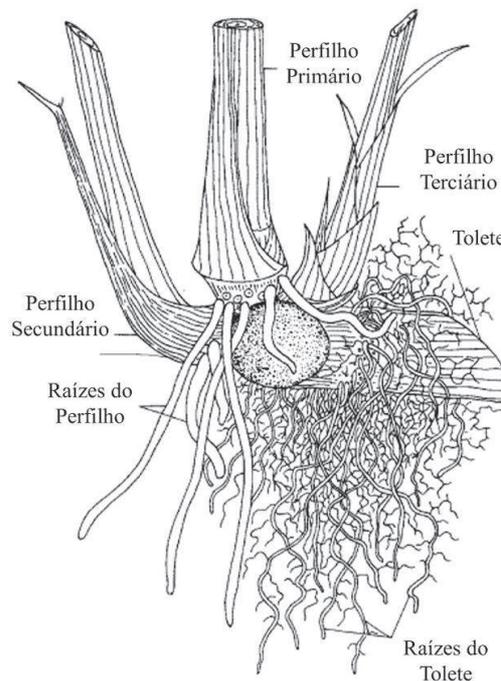


Figura 7: Principais constituintes que se desenvolvem do tolete da cana-de-açúcar, durante o perfilhamento. (SMITH et al., 2005).

Uma das maneiras de separação das raízes são: as raízes superficiais localizadas na primeira camada do solo são finas e sustentam a planta após a germinação; as raízes de fixação se desenvolvem lateralmente e em profundidade e servem de apoio a planta quando maior; e as raízes cordão com crescimento em maiores profundidades e verticalmente até

4 m de profundidade, sendo essa raiz importante para absorção de água. (SMITH et al., 2005).

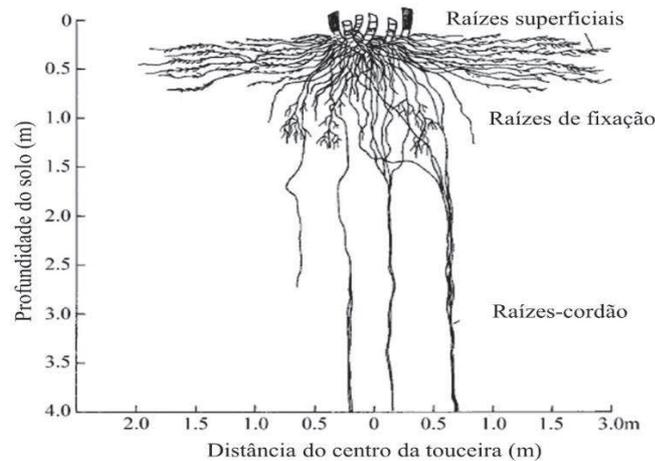


Figura 8: Representação das raízes da cana-de-açúcar. (SMITH et al., 2005).

No período entre o plantio da cana-de-açúcar e a formação de raízes do perfilho, as raízes do tolete promovem a absorção de água e nutrientes. A funcionalidade das raízes do tolete diminui na medida em que as raízes do perfilho são formadas. As raízes do perfilho também apresentam a funcionalidade por tempo limitado. Entretanto, como cada novo perfilho forma raízes, o sistema radicular está em contínua renovação (DILLEWIJN, 1952).

Mesmo após o corte da cana-de-açúcar, o sistema radicular se mantém ativo, sendo gradativamente substituído pelas raízes de novos perfilhos, podendo ser diferenciados por se manterem próximos as superfícies, sendo que quanto mais cortes ocorrem, mais superficialmente o sistema radicular é formado. Aliás, a renovação do sistema radicular em períodos de seca, as raízes são mais superficiais e são as primeiras a morrerem e em compensação, são as primeiras a se renovarem em período de chuva (VASCONCELOS et al., 2003).

O estudo da distribuição das raízes no solo é uma série de resultados de processos dinâmicos e complexos, incluindo as interações entre o ambiente, o solo e a planta em total crescimento (FANTE JUNIOR et al., 1999) e podendo ser considerada como essencial no diagnóstico de melhor manejo que visam em uma busca de otimizar a produção agrícola (STEFANOSKI et al., 2013).

De maneira geral, a análise de sistemas radiculares é utilizada basicamente para investigar a influência dos fatores ambientais no desenvolvimento de um determinado cultivo. O crescimento e a distribuição radicular normalmente são avaliados utilizando a massa, número de raízes, área, volume, comprimento e diâmetro médio (BÖHM, 1979).

4.6.1. Comprimento de raízes

O comprimento é o atributo mais utilizado para prever o comportamento dos sistemas radiculares em relação às mudanças no ambiente (BAUHUS e MESSIER, 1999).

Mais especificamente, esse atributo está associado à disponibilidade de água e de nutrientes no solo (HIMMELBAUER et al., 2004). Por exemplo, sob condições de seca, a cultura da cana-de-açúcar pode apresentar sistemas radiculares mais extensos para suprir a necessidade de água. Pesquisas genéticas têm explorado este e outros aspectos dos mecanismos de adaptação das plantas, para o desenvolvimento de variedades de vegetais mais resistentes à seca (MAGALHÃES et al., 2002; WASSON et al., 2012).

Devido ao grande interesse no estudo de resposta a disponibilidade de nutrientes utilizados pelas plantas, o comprimento radicular é bastante utilizado (ARMENGAUD et al., 2009). Murakami e Yoneyama (1988) constataram que a quantidade de nitrogênio disponível no solo está intimamente relacionada às variações de comprimento da raiz.

Atributos químicos do solo, como a acidez, também são importantes para o desenvolvimento radicular. A acidez do solo causada por concentrações tóxicas de Al (alumínio) e baixa saturação de bases é responsável pela redução na taxa do crescimento radicular. Consequentemente, a absorção de nutrientes é prejudicada e o potencial de produção é reduzido (CAIRES et al., 2001; CAIRES et al., 2002).

Alguns fatores que estão ligados a estrutura do solo, no qual a planta se desenvolve, como: o tamanho dos poros presentes no solo, dureza do solo e a compactação do solo causada pela ampla utilização de máquinas agrícolas podem afetar o crescimento radicular da planta. Com a compactação do solo, o tamanho dos poros diminui e a dureza do solo aumenta, por consequência há o aumento na resistência do solo à penetração das raízes. E quanto maior a dureza do solo, menor é a taxa de crescimento das raízes (HAMZA e ANDERSON, 2005).

O crescimento da raiz também pode ser limitado pelo ângulo de penetração da raiz no solo. Além disso, a temperatura e a espécie da planta são fatores limitantes para o crescimento radicular. Por exemplo, em condições de maior seca e de temperaturas mais elevadas, as raízes têm maior predisposição ao crescimento do que em condições frias e úmidas (JIN et al., 2013).

4.6.2. Diâmetro das raízes

Plantas com raízes de diâmetros pequenos demonstram maior capacidade na captura de recursos do solo do que as de diâmetro maiores. Além disso, as raízes de diâmetros menores possuem uma maior abrangência dos nutrientes do que as de diâmetros maiores. No entanto, as raízes mais finas podem apresentar maior suscetibilidade ao ataque de herbívoros e patógenos. Quanto menor o diâmetro radicular, menor é a produção de células responsáveis pela proteção da raiz. As raízes finas também podem apresentar uma maior dificuldade no transporte de água do que as raízes mais grossas. Isso é causado pela área reduzida da secção transversal do xilema, tecido responsável pelo transporte de água e de nutrientes inorgânicos da planta (KROON e VISSER, 2003).

A variação do diâmetro radicular está intimamente relacionada à espécie da planta. Espécies distintas de plantas podem demonstrar um comportamento diferente do diâmetro radicular sob as mesmas condições (BEYER et al., 2013). Alguns estudos mostram que à

medida que o teor de fósforo disponível no solo diminui o diâmetro radicular também diminui (GRANT e MATTHEWS, 1996).

Conforme exposto, o desenvolvimento radicular pode influenciar drasticamente no desenvolvimento da planta e conseqüentemente na produção (MAIRHOFER et al., 2013). Por isso, a importância de se estudar também esse atributo, o diâmetro médio das raízes.

4.6.3. Área das raízes

As raízes de plantas de sequeiro apresentam duas funções principais: ancoramento e absorção de água e íons. Elas podem também estabelecer relações de trocas com a rizosfera, ser colonizadas por organismos benéficos, como micorrizas e rizóbios, armazenar metabólitos, sintetizar reguladores de crescimento, servir de propágulo e dispersão (WAISEL et al., 2002). Desta maneira, os estudos sobre as áreas de raízes são fundamentais para a compreensão das relações de água e absorção de nutrientes pelas culturas.

5. METODOLOGIA

5.1. Amostras

O banco de imagens utilizadas como base de informações para o desenvolvimento deste projeto consiste em amostras de raízes disponíveis na Faculdade de Engenharia Agrícola (FEAGRI) da UNICAMP. As raízes foram coletadas na área experimental da Usina Santa Fé, localizada no município de Ibitinga-SP (Figura 9), pelos alunos de mestrado e doutorado do professor Dr^o Zigomar Menezes de Souza, pertencentes a variedade de cana-de-açúcar CTC4 cultivadas durante o ano de 2018 referentes a 2014, ano da cultura após a preparação do solo para sua produção.



Figura 9: Localização do município de Ibatinga em relação ao estado de São Paulo, Brasil.

Tendo em vista que o foco do presente trabalho consiste na elaboração de uma ferramenta computacional, baseada no software ImageJ, com a finalidade de agilizar o método de processamento das raízes coletadas em campo, as amostras foram escolhidas de forma aleatória, não levando em consideração características dos locais aos quais as amostras foram retiradas.

O banco de dados utilizado para a elaboração do presente trabalho foi composto de um conjunto de 100 imagens, sendo aplicadas as amostras um pré-tratamento para prepará-las para o processamento via software.

5.2. Procedimentos manuais

Primeiramente, as raízes de cana-de-açúcar da subamostra devem ser lavadas e secas com papel toalha e posicionadas sobre a escâner ou na mesa para que se possa tirar as fotos, distantes uma das outras, evitando a sobreposição. Em relação ao contraste feito pelo fundo do escâner, ou no fundo da mesa onde estarão dispostas as raízes, se for possível a separação a olho nu, pode-se adotar o seguinte critério para uma imagem mais eficiente: raízes de cor escura devem estar sobre um fundo branco e raízes claras sobre um fundo preto. É importante lembrar de colocar uma régua ou um material com tamanho conhecido para se ter uma imagem no mesmo padrão, para posteriormente servir como referência durante o processamento das imagens. Em seguida, essas amostras irão ser medidas manualmente, por meio de uma régua ou um paquímetro e de um micrometro ou um especímetro.

5.2.1. Pré-processamento

Para o pré-processamento, a fotografia deve ser feita para imagens coloridas e com resolução de no mínimo 300 dpi. A imagem gerada deve ser salva preferencialmente em “.jpg” para o uso no programa ImageJ. Deve se atentar para a qualidade final da imagem, pois ela interferirá diretamente no trabalho de processamento.

Primeiramente, de posse da imagem, ela deve ser aberta no programa ImageJ, para início do processamento. O primeiro passo é clicar em “Image” – “Type” e escolher “8-bit”, que vai transformar a imagem em escala de tons de cinza. Isso feito, deve-se tomar o cuidado de transformar o fundo da imagem em cor clara. Se a imagem foi tomada com um fundo branco, não é necessário fazer nada, por outro lado, se a imagem foi tomada com um fundo preto, é necessário clicar em “Edit” e escolher “Invert”. Após esse procedimento as imagens vão ficar com o fundo claro. Clica-se novamente em “Image” e, após, no item “Adjust” para escolher qual procedimento mais se adequa a melhorar o contraste da imagem. Por fim, a imagem deve ser novamente salva em formato “.jpg”. Sugere-se que a imagem original seja ajustada e salvas com nomes diferentes para que a original possa ser novamente analisada, caso haja necessidade no futuro.

Estando a imagem com qualidade boa, aí sim, começa as análises para a determinação do comprimento, do diâmetro médio e da área superficial das raízes por meio desse mesmo programa, o ImageJ.

5.2.2. Aquisição de imagens

A aquisição das imagens para posterior análise pode ser realizada de algumas formas distintas destacando-se duas formas principais de executar a aquisição de dados. O primeiro método consiste na aquisição das imagens por meio de um escâner digital, ou impressora com escâner conjunto, como a impressora modelo SCX - 4600 fabricado pela Samsung (Figura 10) presente no laboratório de solos da FEAGRI, o segundo método consiste no uso de uma câmera fotográfica. Optou-se pela utilização do segundo método, com a câmera digital do modelo D7000 fabricada pela Nikon (Figura 11) devido a possibilidade de se trabalhar com um flash externo acoplado, o que garante maior nitidez e contraste nas imagens.



Figura 10: Escâner utilizado para aquisição de imagens de amostras de raízes de cana-de-açúcar para o processamento digital. Modelo utilizado: Samsung SCX – 4600.



Figura 11: Câmera digital utilizada para aquisição de imagens de amostras de raízes de cana-de-açúcar para o processamento digital. Modelo utilizado: Nikon D7000.

Para cada um dos equipamentos deve-se aplicar uma metodologia de aquisição de dados distinta, devido a peculiaridades de cada equipamento. O escâner por ter uma câmera de captura determinada não necessita de equipamentos externos para a obtenção das imagens, sendo necessária somente a determinação de uma imagem de referência para se estabelecer as dimensões dos pixels das imagens seguintes, como descritas no tópico anterior. Por outro lado, a utilização da câmera fotográfica Nikon D7000, são necessários equipamentos auxiliares, dentre eles:

- Tripé, utilizado modelo MID#0460613 fabricado pela Vivitar (Figura 12)
- Flash, utilizado o modelo SPEEDLIGHT SB-700 fabricado pela Nikon (Figura 13)



Figura 12: Tripé utilizado para garantir a inclinação e posicionamento ideal da câmera digital. Modelo utilizado: MID#0460613 fabricado pela Vivitar.



Figura 13: Flash utilizado para aumentar a iluminação das amostras, facilitando a diferenciação das raízes de cana-de-açúcar do fundo. Modelo utilizado: Nikon SPEEDLIGHT SB-700.

5.3. Montagem dos equipamentos

A fim de se garantir a padronização das imagens, mantendo-se as dimensões dos pixels constantes, viabilizando uma única determinação das dimensões das imagens, o equipamento fotográfico, câmera e flash, foram acoplados a um tripé, inclinado, ao lado de uma mesa de fundo branco, Figura 14.

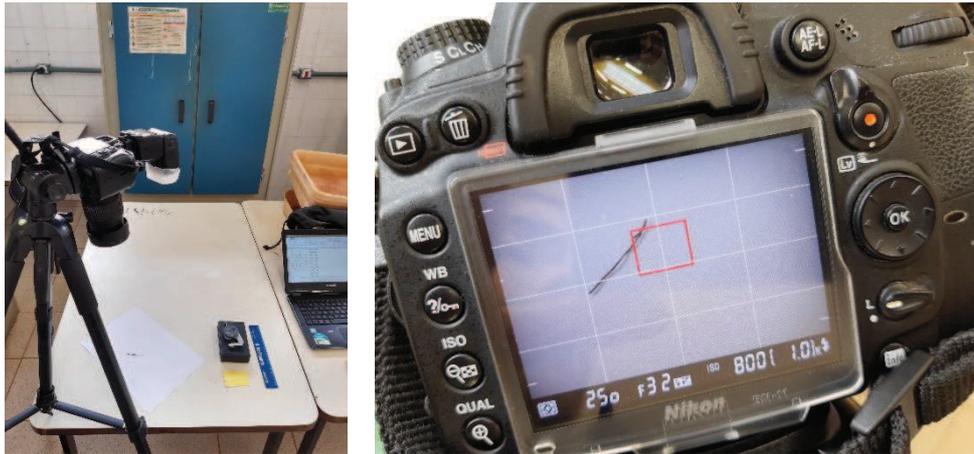


Figura 14: Montagem do equipamento e vista da câmera.

Diante da disposição apresentada na Figura 14, obtém-se uma imagem enquadrada, ou seja, sem distorções decorrentes da inclinação da câmera, e clara, devido a presença do flash com um refrator, para evitar focos de luz, que acabariam por gerar pontos claros e escuros. A presença de pontos de grande intensidade de luz na foto pode por acabar gerando elementos inexistentes, afetando a realização da análise das raízes.

As configurações dos equipamentos utilizados durante o experimento foram:

- Configurações da câmera
 - Distância da lente da câmera a mesa: 450 mm
 - Zoom ótico: 105 mm
 - ISO: 800
 - Tempo de exposição: 1/250 s
 - Abertura da Iris: 3.2
- Configuração do Flash
 - Modo de foco: automático (TTL)
 - Realce: realce de branco (BL)
 - Intensidade de brilho (EV): +2.0
 - Zoom do flash: 600 mm
 - Distância máxima focal: 11 m
 - Modo de abertura: AF

As configurações acima foram escolhidas para aumentar a nitidez e o contraste das imagens, favorecendo a atuação do software.

5.4. Processamento de Imagem via software SAFIRA

Ao contrário do proposto no presente trabalho, o software SAFIRA realiza o processamento das imagens uma por vez, seguindo as seguintes etapas:

- Abrir a imagem a ser processada.
- Edição primária da imagem.

- Remover interferências como manchas na imagem que possam levar a uma interpretação errônea das raízes.
- Definir a escala para a imagem.
 - Quando usado para a aquisição da imagem um escâner digital esta etapa pode ser desconsiderada, uma vez que os escâneres têm incorporados a suas imagens um padrão de escala definido.
- Ajustes finais da imagem.
 - Nesta etapa o operador pode ajustar filtros, recorte e o zoom da imagem.
- Processamento da imagem.
 - Segmentação.
 - Nesta etapa a imagem é binarizada, ou seja, convertida a uma escala de cor binária, composta apenas do preto e do branco.
 - Operações morfológicas.
 - As operações morfológicas têm como finalidade melhorar a definição das imagens removendo ramificações indesejadas ou eliminando descontinuidades dos seguimentos gerado pela etapa anterior.
 - Transformada de distância.
 - Processo matemático no qual o software estabelece o perímetro dos segmentos para posteriormente calcular o diâmetro das amostras.
 - Esqueletonização.
 - Conversão do segmento em uma linha unidimensional, ou seja, sem diâmetro para cálculo do comprimento.
 - Diâmetros
 - Com os dados obtidos no processo de transformada de distância e esqueletonização, o software calcula o diâmetro de cada seguimento.
- Apresentação dos resultados.

5.5. Comparação e Validação

Para se ter um atributo de comparação, além das medidas realizadas via software ImageJ, foram realizadas medidas manuais para se determinar a variação do software computacional em relação as medidas reais das raízes. Além da comparação com as medidas reais foi realizado a comparação com o software comercial Safira. Assim as amostras submetidas a realização do processo computacional foram medidas manualmente com o uso de ferramentas de medidas como a régua ou o paquímetro (Figura 15), e o micrometro ou especímetro (Figura 16). Sendo comparados os resultados encontrados pelos métodos manuais e computacionais a fim de se calcular a variação do modelo proposto.



Figura 15: Instrumentos de medidas centesimais utilizados para aquisição dos dados manuais de comprimento das amostras de raízes de cana-de-açúcar, utilizando régua ou paquímetro.



Figura 16: Instrumentos de medidas milésimais utilizados para aquisição dos dados manuais de diâmetro das amostras de raízes de cana-de-açúcar, utilizando micrometro ou especímetro.

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados obtidos por meio das medições realizadas manualmente e as medidas computacionais realizada via ImageJ e Safira estão apresentados nas Tabela 1, Tabela 2 e Tabela 3. Observa-se uma proximidade dos dados de comprimento obtidos no ImageJ com os manuais e uma proximidade dos resultados do Safira com o diâmetro das amostras de raízes de cana-de-açúcar medidas manualmente.

Tabela 1: Dados manuais medidos do comprimento, diâmetro médio e área das raízes.

ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)
1	63,00	1,78	111,93	26	48,00	1,14	54,72	51	39,00	1,36	53,17	76	32,00	0,81	25,81
2	44,00	2,06	90,79	27	43,00	0,67	28,95	52	35,00	1,80	63,00	77	36,00	1,15	41,40
3	54,00	1,17	63,36	28	45,00	0,93	41,85	53	36,00	0,54	19,32	78	38,00	0,91	34,58
4	50,00	1,45	72,50	29	34,00	0,51	17,45	54	44,00	0,48	21,12	79	46,00	0,93	42,63
5	43,00	1,05	45,01	30	42,00	1,78	74,76	55	42,00	0,85	35,70	80	32,00	0,77	24,53
6	69,00	1,83	126,50	31	49,00	1,58	77,26	56	34,00	1,03	35,13	81	50,00	1,34	66,83
7	56,00	1,44	80,64	32	41,00	0,92	37,86	57	35,00	3,88	135,68	82	54,00	1,23	66,24
8	44,00	1,58	69,67	33	46,00	1,02	46,92	58	43,00	0,66	28,38	83	28,00	1,16	32,57
9	69,00	0,92	63,25	34	44,00	0,89	39,31	59	50,00	0,52	26,17	84	40,00	1,30	52,00
10	38,00	1,05	39,90	35	25,00	1,10	27,58	60	42,00	0,82	34,58	85	46,00	1,32	60,57
11	26,00	0,39	10,05	36	29,00	0,99	28,81	61	31,00	1,19	36,79	86	48,00	1,05	50,40
12	46,00	0,90	41,40	37	40,00	0,90	35,87	62	23,00	1,37	31,43	87	33,00	1,03	34,10
13	41,00	0,79	32,53	38	41,00	1,09	44,55	63	33,00	0,57	18,70	88	31,00	1,02	31,72
14	35,00	0,72	25,32	39	32,00	0,72	23,04	64	46,00	1,17	53,67	89	33,00	1,09	35,97
15	44,00	0,81	35,79	40	40,00	1,77	70,93	65	48,00	0,86	41,12	90	31,00	0,81	25,01
16	56,00	0,62	34,91	41	48,00	0,58	27,68	66	47,00	0,78	36,66	91	40,00	0,69	27,60
17	33,00	1,15	37,95	42	21,00	0,87	18,34	67	30,00	0,63	18,90	92	45,00	1,45	65,10
18	95,00	0,72	68,40	43	43,00	1,02	43,72	68	24,00	1,39	33,28	93	39,00	0,90	35,10
19	45,00	1,30	58,50	44	50,00	0,61	30,67	69	18,00	1,16	20,82	94	33,00	1,07	35,20
20	31,00	0,63	19,53	45	42,00	0,66	27,86	70	29,00	1,07	31,13	95	56,00	1,37	76,53
21	36,00	1,37	49,32	46	48,00	1,51	72,32	71	36,00	1,30	46,68	96	57,00	1,43	81,51
22	40,00	1,27	50,67	47	50,00	2,21	110,67	72	39,00	0,80	31,20	97	54,00	1,20	64,80
23	70,00	0,59	41,07	48	72,00	0,91	65,52	73	41,00	0,96	39,22	98	70,00	1,87	130,90
24	47,00	0,71	33,53	49	44,00	1,35	59,40	74	53,00	1,20	63,78	99	41,00	1,05	42,91
25	46,00	1,19	54,89	50	35,00	0,98	34,30	75	41,00	0,67	27,47	100	51,00	1,28	65,11

C = comprimento; DM = diâmetro médio; A = área.

Tabela 2: Dados ImageJ medidos do comprimento, diâmetro médio e área das raízes.

ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)
1	63,65	2,12	134,95	26	45,10	1,50	67,44	51	43,36	1,60	69,26	76	32,10	0,11	35,53
2	41,70	2,41	100,33	27	44,73	1,10	49,02	52	35,34	1,28	45,39	77	37,21	1,37	50,80
3	54,56	1,31	71,29	28	48,58	1,13	55,06	53	37,33	1,38	51,49	78	38,18	1,12	4,28
4	53,49	1,96	104,67	29	38,85	0,94	3,63	54	36,34	0,81	29,43	79	42,25	1,50	63,31
5	43,06	1,29	55,45	30	45,74	2,24	102,45	55	46,64	0,58	27,09	80	33,29	0,92	30,54
6	70,21	3,14	220,56	31	53,10	2,38	126,57	56	30,88	1,15	35,43	81	55,34	1,38	76,56
7	57,02	1,75	99,99	32	42,01	1,41	59,38	57	33,71	0,00	33,71	82	52,30	1,27	0,66
8	46,72	1,54	71,98	33	46,15	1,21	55,64	58	45,24	0,90	40,86	83	32,97	1,75	57,79
9	72,05	1,29	92,72	34	46,26	1,25	57,63	59	51,81	0,97	50,31	84	48,73	1,34	65,47
10	41,82	1,28	53,58	35	27,41	1,09	29,89	60	38,91	0,90	35,08	85	46,23	1,52	70,23
11	25,81	0,95	24,56	36	31,93	1,24	39,54	61	32,68	1,46	0,48	86	52,24	1,21	63,20
12	46,27	1,02	47,06	37	40,70	1,57	63,74	62	25,21	1,74	43,75	87	34,43	1,17	40,28
13	39,43	1,16	45,60	38	41,27	1,38	56,78	63	32,25	0,84	26,93	88	32,38	1,37	4,44
14	33,16	0,92	3,06	39	35,19	0,08	2,79	64	44,48	1,49	66,21	89	34,38	1,40	48,17
15	43,40	0,98	42,48	40	43,19	2,07	89,57	65	50,63	1,12	56,64	90	32,24	0,88	2,84
16	61,95	1,50	92,64	41	49,82	0,84	41,98	66	47,97	0,94	45,06	91	41,31	1,09	44,93
17	33,70	1,24	41,92	42	22,74	0,90	20,42	67	30,93	0,86	26,61	92	46,23	1,64	75,84
18	93,79	1,01	94,36	43	44,08	1,02	45,16	68	25,67	1,39	35,77	93	40,92	1,09	44,53
19	47,37	1,66	78,63	44	48,27	0,68	32,87	69	18,49	1,34	24,77	94	34,82	1,13	39,50
20	28,77	0,96	27,58	45	44,34	0,54	23,74	70	27,56	1,00	27,68	95	55,13	1,71	94,33
21	34,45	1,80	62,00	46	48,82	1,99	97,29	71	33,30	1,62	53,80	96	59,25	1,67	98,68
22	38,53	1,55	59,80	47	55,99	2,54	142,15	72	37,89	0,16	61,98	97	55,94	1,18	66,28
23	71,05	0,97	69,15	48	74,14	3,76	27,84	73	41,80	1,33	55,52	98	69,74	2,16	150,95
24	45,52	1,03	4,69	49	50,57	2,29	115,72	74	54,01	1,80	97,24	99	43,04	1,07	46,25
25	48,10	1,22	58,85	50	35,31	0,93	32,91	75	39,95	0,95	37,86	100	59,24	1,20	71,04

C = comprimento; DM = diâmetro médio; A = área.

Tabela 3: Dados Safira medidos do comprimento, diâmetro médio e área das raízes.

ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)	ID	C (mm)	DM (mm)	A (mm ²)
1	62,66	1,98	124,07	26	47,09	1,40	65,93	51	56,49	1,23	69,48	76	30,05	1,08	32,45
2	50,90	2,11	107,39	27	54,92	0,78	42,84	52	44,91	0,99	44,46	77	34,65	1,29	44,70
3	58,03	1,15	66,73	28	64,20	0,77	49,43	53	33,38	1,35	45,06	78	44,61	0,91	40,60
4	54,54	1,78	97,08	29	30,69	1,01	31,00	54	39,90	0,65	25,94	79	42,47	1,29	54,79
5	41,90	1,20	50,28	30	63,03	1,62	102,11	55	39,37	0,59	23,23	80	31,95	0,88	28,12
6	67,07	2,74	183,77	31	79,82	1,67	133,30	56	27,21	1,13	30,75	81	78,23	0,91	71,19
7	51,47	1,73	89,20	32	53,60	1,03	55,21	57	29,49	1,09	32,14	82	48,03	1,23	59,08
8	51,43	1,38	70,97	33	42,05	1,18	49,62	58	56,08	0,67	37,57	83	33,96	1,62	55,02
9	64,92	1,23	79,85	34	45,78	1,17	53,56	59	51,80	0,84	43,51	84	50,43	1,31	66,06
10	42,34	1,13	47,84	35	28,37	0,94	26,67	60	38,94	0,79	30,76	85	46,84	1,39	65,11
11	24,99	0,91	22,74	36	27,29	1,30	35,40	61	43,56	1,02	44,43	86	82,15	0,69	56,68
12	37,72	1,12	42,25	37	51,08	1,20	61,19	62	20,58	1,74	35,81	87	31,71	1,09	34,56
13	36,24	0,78	28,27	38	41,32	1,35	55,78	63	28,85	0,79	22,79	88	33,69	1,27	42,79
14	36,00	0,77	27,72	39	35,01	0,69	24,16	64	52,93	1,19	62,99	89	29,81	1,40	41,73
15	68,49	0,72	49,31	40	44,26	1,70	75,24	65	73,64	0,68	50,08	90	30,01	0,85	25,51
16	58,68	1,55	90,95	41	57,71	0,61	35,20	66	43,41	0,88	38,20	91	42,80	1,01	43,31
17	29,31	1,26	36,93	42	20,48	0,89	18,23	67	28,19	0,76	21,42	92	43,49	1,65	71,76
18	99,00	0,86	85,14	43	37,84	0,89	33,68	68	26,91	1,27	34,18	93	36,69	1,09	39,99
19	50,30	1,40	70,32	44	50,54	0,52	26,28	69	21,94	1,04	22,71	94	35,92	1,04	37,36
20	29,11	0,90	26,20	45	37,39	0,44	16,45	70	25,23	0,93	23,46	95	49,94	1,69	84,40
21	36,02	1,57	56,55	46	47,56	1,84	87,51	71	30,91	1,48	45,75	96	62,22	1,47	91,46
22	39,48	1,37	54,09	47	93,02	1,71	159,06	72	35,51	1,52	53,98	97	50,59	1,18	59,70
23	60,92	0,55	33,51	48	156,30	2,00	312,60	73	39,68	1,24	49,20	98	87,81	1,62	142,25
24	43,33	0,96	41,60	49	49,72	2,14	106,40	74	59,36	1,54	91,41	99	38,28	1,15	44,02
25	46,06	1,15	52,97	50	32,03	0,91	29,15	75	38,38	0,85	32,62	100	58,06	1,13	65,61

C = comprimento; DM = diâmetro médio; A = área.

Para a verificação dos resultados obtidos pelo programa desenvolvido com base no software ImageJ, foram realizadas comparações com medidas reais e com o software comercial já utilizado (Safira). Os dados obtidos da comparação, juntamente com seus respectivos desvios padrões estão apresentados nas Figura 17, Figura 18 e Figura 19.

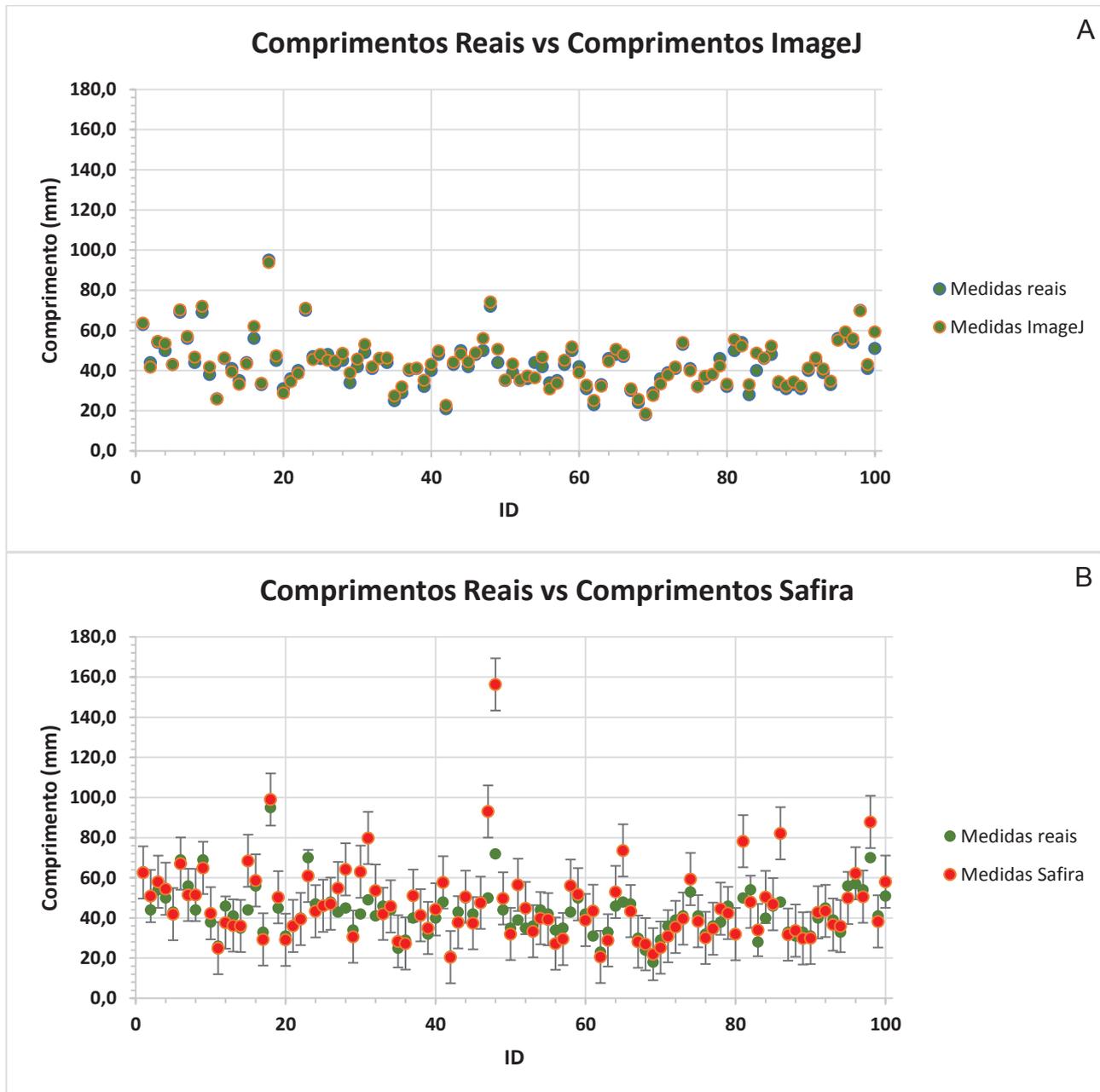


Figura 17: Gráficos de dispersão de dados de comprimento das raízes de cana-de-açúcar, ImageJ (A) vs Safira (B).

Por meio dos dados obtidos para o comprimento das raízes observou-se uma maior proximidade das medidas realizadas pelo programa desenvolvido com base no software ImageJ, apresentando um desvio padrão de 1,77 mm e um erro médio de 2,15 mm, contra um desvio padrão de 13,01 mm e um erro médio de 8,63 mm para o software Safira.

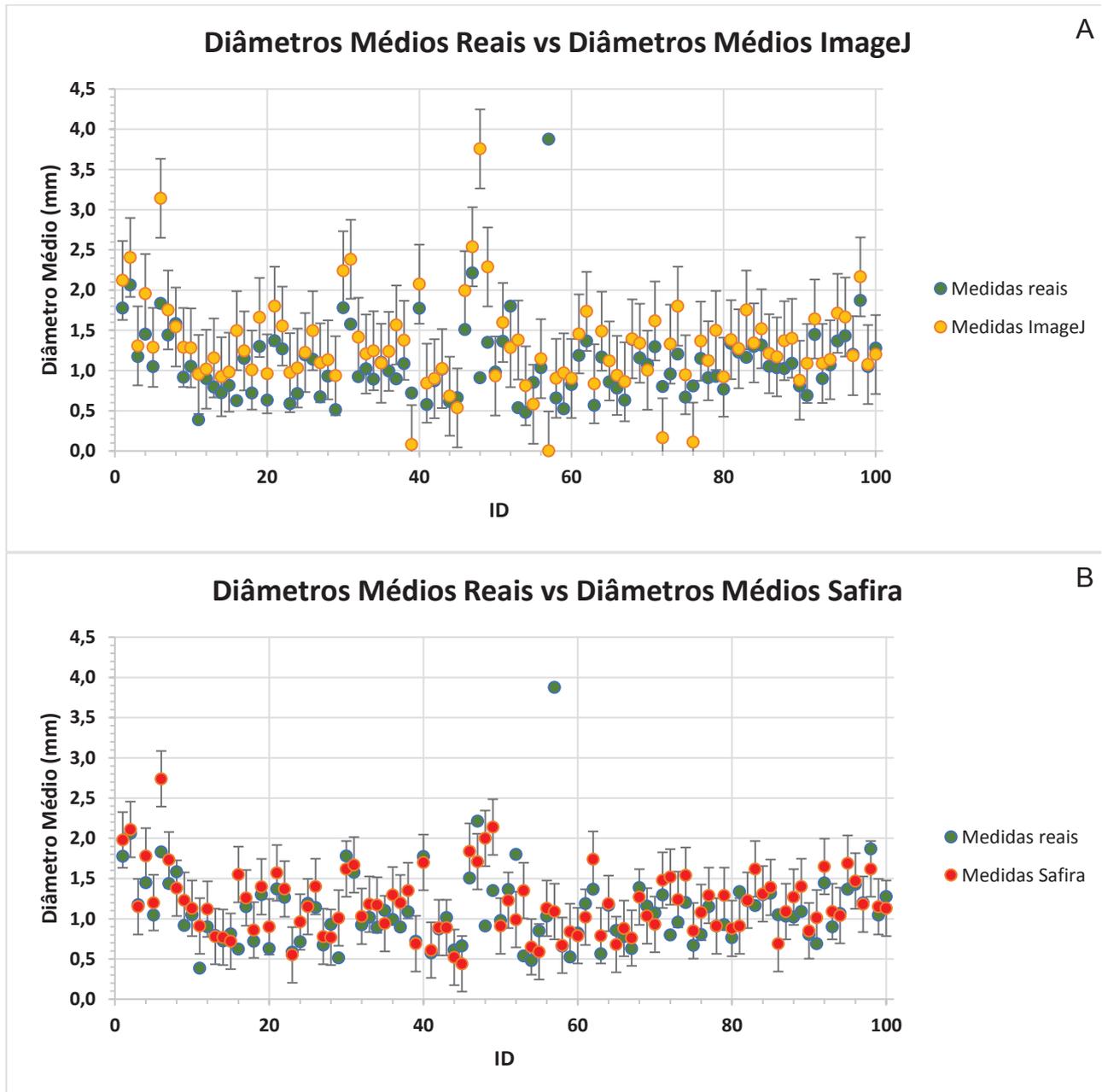


Figura 18: Gráficos de dispersão de dados de diâmetro médio das raízes de cana-de-açúcar, ImageJ (A) vs Safira (B).

Em contrapartida aos dados de comprimento apresentados na Figura 17, referentes ao diâmetro médio apresentaram um desvio padrão de 0,35 mm e um erro médio de 0,28 mm para o software Safira, enquanto para o ImageJ o desvio padrão obtido foi de 0,49 mm e um erro médio de 0,37 mm.

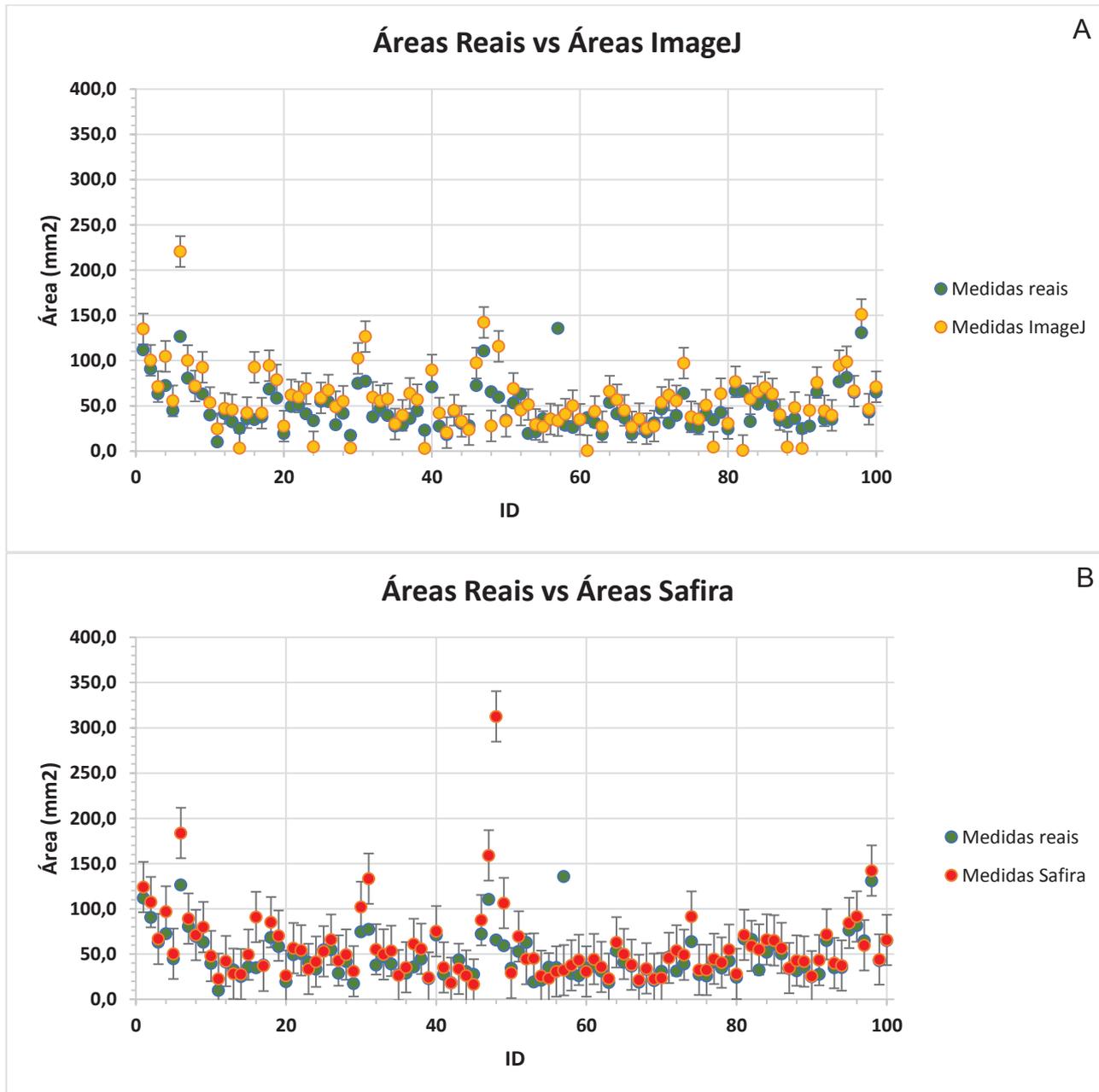


Figura 19: Gráficos de dispersão de dados de área das raízes de cana-de-açúcar, ImageJ (A) vs Safira (B).

Por sua vez os dados obtidos para a área das raízes apresentaram um desvio padrão de 17,02 mm e um erro médio de 17,75 mm para o ImageJ, contra um desvio padrão de 27,86 mm e um erro médio de 14,23 mm para o software Safira.

Além dos erros presentes entre as medidas realizadas pelos programas computacionais há também o erro das medições realizadas manualmente que varia de acordo com o equipamento utilizado, sendo para a régua um erro equivalente à metade da menor medida, ou seja, 0,5 mm e para o especímetro um erro definido pelo fabricante de 0,01 mm.

Ao comparar os dados obtidos em cada conjunto de gráficos apresentados nas Figura 17, Figura 18 e Figura 19 observou-se que o programa computacional desenvolvido com

base no software ImageJ apresentou uma maior exatidão e maior precisão em relação ao comprimento das amostras do que os resultados obtidos com o software Safira, este resultado é observado por meio dos valores inferiores de erro médio e desvio padrão dos resultados do ImageJ, erro médio de 2,15 mm e desvio padrão de 1,77 mm para o ImageJ contra 8,63 mm e 13,01 mm para o Safira.

Em contrapartida ao analisar o diâmetro do software comercial Safira apresentou resultados mais promissores do que os resultados obtidos pelo software ImageJ, apresentando um erro médio de 0,28 mm e um desvio padrão de 0,35 mm para o software Safira contra um erro médio de 0,37 mm e um desvio padrão de 0,49 mm para o software ImageJ, assim para medidas de diâmetro o uso do software comercial Safira se mostra mais preciso e mais exato.

Por fim, ao comparar os dados obtidos em ambos os softwares para a obtenção da área das raízes, o software Safira apresentou um erro médio de 14,23 mm e um desvio padrão de 27,86 mm, enquanto o software ImageJ apresentou um erro, médio de 17,75 mm e um desvio padrão de 17,02 mm. O que implica que o software Safira é mais exato, porém, o software ImageJ é mais preciso.

Além da precisão das medidas, outro fator levado em consideração para a comparação entre os softwares e um dos focos principais desse trabalho foi o tempo de execução das etapas e processamento das imagens. Embora este tempo esteja diretamente condicionado a capacidade de processamento do computador utilizado, ao utilizar a mesma máquina para os dois processos o tempo de operação para ambos será passível de comparação podendo se assim verificar qual processo é mais rápido. Para isso foi utilizado um computador com processador Intel Core I7 4970K com 4.6Ghz de processamento, 16Gb de memória RAM, 128 Gb de memória em SSD e 2Tb de memória em HD e além de uma placa gráfica NVIDIA GTX 760 com 2Gb de memória GDDR5. Nas condições apresentadas, desconsiderando o tempo de aquisição das imagens o processamento de uma imagem no software Safira levou um tempo de aproximadamente 60 s, enquanto o processamento de uma imagem via macro ImageJ levou 3 s, o que representa 1/20 do software atualmente utilizado. Isso porque o ImageJ segue um modelo predeterminado, não sendo possível alterar os atributos durante a execução. Sendo assim o software ImageJ é mais rápido, mas demanda um cuidado maior no preparo das imagens.

Validações semelhantes podem ser observadas em artigos científicos, como nas áreas médicas, computacionais e agrárias. Nos quais o uso do ImageJ apresenta vantagens significativas no tempo de operação e automatização dos processos, otimizando sua execução. São exemplos disso o uso do software ImageJ para realizar a contagem de células em senescência em culturas de células e micro-organismos *in vitro* (SIRITANTIKORN et al., 2012; GERONA e OTÍN, 2018), assim como a simulação de holografia digital (QUINTERO e SUCERQUIA, 2017), além do processamento de imagens de tomates para se determinar a relação entre amolecimento do tomate, propriedades da cutícula e disponibilidade de água (ROMERO e ROSE, 2019).

Diante do conjunto de dados obtidos para a elaboração do presente trabalho pode-se observar que ambos os softwares apresentaram certos erros ao comparar com as medidas realizadas manualmente. Contudo, para comparação entre medidas realizadas por meio do



mesmo software sua realização é válida, tanto para o software comercial já usado como para a ferramenta desenvolvida neste trabalho. Contudo, cada ferramenta apresenta características específicas que resultam em dados favoráveis a diferentes tipos de análises.

7. CONCLUSÕES

A ferramenta desenvolvida com base no ImageJ apresentou melhores resultados em medições de comprimento e áreas das raízes, apresentando uma melhor exatidão e melhor precisão.

O tempo necessário para o processamento dos dados usando a ferramenta baseada em ImageJ é significativamente menor do que o tempo necessário para se realizar o mesmo procedimento de outras formas.

As medições de diâmetro necessitam de um estudo mais detalhado para se obter um aprimoramento para retornarem medidas mais precisas.

O uso do ImageJ é um software válido para a realização da análise de medições como o comprimento e a área das raízes de cana-de-açúcar, além de otimizar o tempo de aquisição desses dados.

8. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O uso de ambos os softwares fica a escolha do operador dependendo de alguns fatores, que devem ser analisados antes de sua execução, dentre eles o tempo destinado ao processamento, o tipo de dado a ser analisado e se a comparação será realizada com dados obtidos no mesmo software, para assim garantir a padronização dos dados e um melhor resultado.

REFERÊNCIAS

- ACHARYA, T.; RAY, A. K. **Image Processing- Principles and Applications**. John Wiley & Sons, Inc. 2005.
- AQUINO, G. S.; MEDINA, C. C.; PORTEIRA JUNIOR, A. L.; SANTOS, L. O.; CUNHA, A. C. B.; KUSSABA, D. A. O.; SANTOS JUNIOR, J. H.; ALMEIDA, L. F.; SANTIAGO, A. D. Sistema radicular e produtividade de soqueiras de cana-de-açúcar sob diferentes quantidades de palhada. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.50, p.1150-1159, 2015.
- ARMENGAUD, P.; ZAMBAUX, K.; HILLS, A.; SULPICE, R.; PATTISON, R. J.; BLATT, M. R.; AMTMANN, A. EZ-Rhizo: Integrated software for the fast and accurate measurement of root system architecture. **The Plant Journal**, v.57, p.945-956, 2009.
- ARSENAULT, J. L.; POULCUR, S.; MESSIER, C.; GUAY, R. WinRHIZO a root-measuring system with a unique overlap correction method. **Hortscience**, v.30, p.906, 1995.
- BAUHUS, J.; MESSIER, C. Evaluation of fine root length and diameter measurements obtained using RHIZO image analysis. **Agronomy Journal**, v.91, p.142-147, 1999.
- BEYER, F.; HERTEL, D.; LEUSCHNER, C. Fine root morphological and functional traits in *Fagus sylvatica* and *Fraxinus excelsior* saplings as dependent on species, root order and competition. **Plant and Soil**, v.373, n.1, p.143-156, 2013.
- BÖHM, W. **Methods of studying root systems**. Springer, p.188, 1979.
- CAIRES, E. F.; BARTH, G.; GARBUJO, F. J.; KUSMAN, M. T. Correção da acidez do solo, crescimento radicular e nutrição do milho de acordo com a calagem na superfície em sistema plantio direto. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.26, n.4, p.1011-1022, 2002.
- CAIRES, E. F.; FONSECA, A. F.; FELDHAUS, I. C.; BLUM, J. Crescimento radicular e nutrição da soja cultivada no sistema plantio direto em resposta ao calcário e gesso na superfície. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.25, n.4, p.1029-1040, 2001.
- CARRERAS, I. A. AnalyzeSkeleton, abril de 2017. Website: <<https://imagej.net/AnalyzeSkeleton>>. Acessado: outubro, 2019.
- CONAB. **Companhia Nacional de Abastecimento**, abril de 2019. Website: <www.conab.gov.br>. Acessado: maio, 2019.
- DELTA-T DEVICES. **Leaf and root analysis**. Available at: <<https://www.delta-t.co.uk/>>. Acessado: maio, 2019.
- DESNOS, T. Root branching responses to phosphate and nitrate. **Current Opinion Plant Biology**, v.11, n.1, p.82-87, 2008.
- DILLEWIJN, C. van. **Botany of Sugarcane**. Waltham: Chronica Botanica, 1952. 371 p.
- EMBRAPA, **Safira: Sistema de análise de fibras e raízes**. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento. V.24, São Carlos, 2008.

EMBRAPA INSTRUMENTAÇÃO, **Multimídia: Banco de Imagens**, março de 2014. Website: < <https://www.embrapa.br/instrumentacao/busca-de-imagens/-/midia/1286001/software-safira>> Acessado: dezembro, 2019.

FANTE JR., Lorival et al. Distribuição do sistema radicular de uma cultura de aveia forrageira. **Sci. agric.**, v. 56, n. 4, supl. p. 1091-1100, 1999.

FERREIRA, T., RASBAND, W. **ImageJ User Guide 1.46**, 2012. Disponível em: <<http://imagej.nih.gov/ij/docs/guide>>. Acessado em 10/05/2019.

FORSYTH, D., PONCE, J. **Computer vision: A modern approach**. Prentice Hall, p.3-29, 2001.

FREDDI, O. S.; CENTURION, J. F.; BEUTLER, A. N.; ARATANI, R. G.; LEONEL, C. L. Compactação do solo no crescimento radicular e produtividade da cultura do milho. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.31, n.4, p.627-636, 2007.

GERONA, J. L.; OTÍN A. L. G. ImageJ-based semiautomatic method to analyze senescence in cell culture. **Analytical Biochemistry**, v.543, p.30-32, 2018.

GONZALEZ, R. C.; WOODS, R. E. **Processamento de imagens digitais**. São Paulo: Editora Edgard Blücher LTDA, p.501, 2000.

GRANT, J. C.; NICHOLS, J. D.; YAO, R. L.; SMITH, R. G. B.; BRENNAN, P. D.; VANCLAY, J. K. Depth distribution of roots of *Eucalyptus dunnii* and *Corymbia citriodora* subsp. *variegata* in different soil conditions. **Forest Ecology Management**, v.269, p.249-258, 2012.

GRANT, R. S.; MATTHEWS, M. A. The influence of phosphorus availability and rootstock on root system characteristics, phosphorus uptake, phosphorus partitioning, and growth efficiency. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.47, n.4, p.403-409, 1996.

GRISHAGIN, I. V. Automatic cell counting with ImageJ. **Analytical Biochemistry**, v.473, p.63-65, 2015.

HAMZA, M. A.; ANDERSON, W. K. Soil compaction in cropping systems: a review of the nature, causes and possible solutions. **Soil and Tillage Research**, v.82, n.2, p.121-145, 2005.

HIMMELBAUER, M. L.; LOISKANDL, W.; KASTANEK, F. Estimate length, average diameter and surface area of roots using two different image analyses systems. **Plant and Soil**, v.260, p.111-120, 2004.

JÄHNE, B. **Digital image processing**. Springer-Verlag, p.31-80, 2002.

JIN, K.; SHEN, J.; ASHTON, R. W.; DODD, I. C.; PARRY, M. A. J.; WHALLEY, W. R. How do roots elongate in a structured soil? **Journal of Experimental Botany**, v.64, n.15, p.4761-4777, 2013.

KELBY, S. **The Digital Photography Book**. 1th Ed. Peachpit Press, p.80-100, 2006.

KROON, H.; VISSER, E. J. W. **Root ecology**. Springer, p. 33-60, 2003.

- LE BOT, J.; SERRA, V.; FABRE, J.; DRAYE, X.; ADAMOWICZ, S.; PAGES, L. DART: A software to analyze root system architecture and development from captured images. **Plant and Soil**, v.326, p.261-273, 2010.
- MAGALHÃES, P. C.; DURÃES, F. O. M.; CARNEIRO, N. P.; PAIVA, E. **Fisiologia do milho**. Circular Técnica. Sete Lagoas, n.22, 23 p., 2002.
- MAIRHOFER, S.; ZAPPALA, S.; TRACY, S.; STURROCK, C.; BENNETT, M. J.; MOONEY, S. J.; PRIDMORE, T. P. Recovering complete plant root system architectures from soil via X-ray μ -Computed tomography. **Plant Methods**, v.9, n.8, p.1-7, 2013.
- MARQUES FILHO, O.; VIEIRA NETO, H. **Processamento digital de imagens**. Rio de Janeiro: Brasport, p.109, 1999.
- MEI, L.; SHENG, O.; PENG, S.; ZHOU, G.; WEI, Q.; LI, Q. Growth, root morphology and boron uptake by citrus rootstock seedlings differing in boron-deficiency responses. **Scientia Horticulturae**, v.129, p.426-432, 2011.
- MURAKAMI, T.; YONEYAMA, T. Comparison of root length of two rice (*Oryza sativa* L.) varieties by using an image analyzer. **Plant and Soil**, v.105, n.2, p.287-289, 1988.
- MURPHY, S. L.; SMUCKER, A. J. M. Evaluation of video image analysis and line-intercept methods for measuring root systems of alfalfa and ryegrass. **Agronomy Journal**, v.87, n.5, p.865-868, 1995.
- NEWMAN, E. I. A method of estimating the total length of root in a sample. **Journal of Applied Ecology**, v.3, n.1, p.139-145, 1966.
- PANG, J. Y.; RYAN, M. H.; TIBBETT, M.; CAWTHRAY, G. R.; SIDDIQUE, K. H. M.; BOLLAND, M. D. A.; DENTON, M. D.; LAMBERS, H. Variation in morphological and physiological parameters in herbaceous perennial legumes in response to phosphorus supply. **Plant and Soil**, v.331, n.1-2, p.241-255, 2010.
- PETERSON, B. **Understanding Exposure**. 3rd Ed. Amphoto Books, p.20-50, 2010.
- QUINTERO, P. P.; SUCERQUIA, J. G. Off-axis digital holography simulation in ImageJ. **Optik**, v.140, p.626-633, 2017.
- RENCZ, A. N., RYERSON, R. A. (Eds.) **Manual of remote sensing, remote sensing for the earth sciences**. 3rd Ed. John Wiley & Sons, Inc. p.86 1999.
- ROMERO, P.; ROSE, J. K. C. A relationship between tomato fruit softening, cuticle properties and water availability. **Food Chemistry**, v.295, p.300-310, 2019.
- RUSS, J. C. **The image processing handbook**. 3rd Ed. CRC Press LLC, p.24-26, 2000.
- SIRITANTIKORN, S.; JINTAWORN, S.; NOISAKRAN, S.; SUPUTTAMONGKOL, Y.; PARIS, D. H.; BLACKSELL, S. D. Application of ImageJ program to the enumeration of *Orientia tsutsugamushi* organisms cultured in vitro. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.106, p.632-635, 2012.
- SMIT, A. L.; BENGOUGH, A. G.; ENGELS, C.; VAN NOORDWIJK, M.; PELLERIN, S.; VAN DE GEIJN, S. C. **Root Methods: A Handbook**. Berlim: Springer-Verlag, p.1-32 2000.

- SMITH, D. M.; INMAN-BAMBER, N. G.; THORBURN, P. J. Growth and function of the sugarcane root system. **Field Crops Research**, v.92, n.2-3, p.169-183, 2005.
- STEFANOSKI, D. C.; SANTOS, G. G.; MARCHÃO, R. M.; PETTER, F. A.; PACHECO, L. P. Uso e manejo do solo e seus impactos sobre a qualidade física. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.17, n.12, p.1301-1309, 2013.
- TENNANT, D. A test of a modified line intersect method of estimating root length. **Journal of Ecology**, v.63, n.3, p.995-1001, 1975.
- VAMERALI, T.; GUARISE, M.; GANIS, A.; BONA, S.; MOSCA, G. Analysis of root images from auger sampling with a fast procedure: A case of application to sugar beet. **Plant and Soil**, v.255, n.1, p.387-397, 2003.
- VAN NOORDWIJK, N.; VAN DE GEIJN, S. C. Root, shoot and soil parameters required for process-oriented models of crop growth limited by water or nutrients. **Plant and Soil**, v.183, n.1, p.1-25, 1996.
- VASCONCELOS, A. C. M., CASAGRANDE, A. A., PERECIN, D., JORGE, L. A. C.; LANDELL, M. G. A. Evaluation of the sugarcane root system with different methods. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.27, n.5, p.849-858, 2003.
- VASCONCELOS, A. C. M. O sistema radicular da cana-de-açúcar e a expressão do potencial de produção. **STAB – Açúcar, Álcool e Subprodutos**, v.21, n.2, p.20, 2002.
- WASEL, Y.; EISEL, A. **Functional diversity of various constituents of a single root system**. In: WASEL, Y.; EISEL, A.; KAFKAFI, U. (Eds). *Plant roots: The hidden half*. New York, Marcel Dekker, 2002. p.157-174.
- WASEL, Y.; EISEL, A.; KAFKAFI, U. (Eds.). **Plant roots: the hidden half**. New York: Marcel Dekker, 2002. 1120 p.
- WANG, H.; SIOPONGCO, J.; WADE, L. J.; YAMAUCHI, A. Fractal analysis on root systems of rice plants in response to drought stress. **Environmental and Experimental Botany**, v.65, n.2-3, p.338-344, 2009.
- WANG, M. B.; ZHANG, Q. Issues in using the WinRHIZO system to determine physical characteristics of plant fine roots. **Acta Ecologica Sinica**, v.29, n.2, p.136-138, 2009.
- WASSON, A. P.; RICHARDS, R. A.; CHATRATH, R.; MISRA, S. C.; PRASAD, S. V. S.; REBETZKE, G. J.; KIRKEGAARD, J. A.; CHRISTOPHER, J.; WATT, M. Traits and Selection Strategies to Improve Root Systems and Water Uptake in Water-Limited Wheat Crops. **Journal of Experimental Botany**, v.63, n.9, p.3485-3498, 2012.

ANEXOS

```
//Programa TCC - Análise de Raizes
```

```
setBatchMode(true)
```

```
//Escolha do Diretório a ser analisado
```

```
dir = getDirectory("Escolha o Diretório das imagens...");
```

```
list = getFileList(dir);
```

```
//Definindo escala
```

```
j=0;
```

```
open(dir + list[j]);
```

```
rename("medida.jpg");
```

```
run("8-bit");
```

```
setAutoThreshold("Default");
```

```
//run("Threshold...");
```

```
//setThreshold(0, 200);
```

```
setOption("BlackBackground", false);
```

```
run("Convert to Mask");
```

```
run("Gaussian Blur...", "sigma=14");
```

```
setOption("BlackBackground", false);
```

```
run("Convert to Mask");
```

```
setOption("BlackBackground", false);
```

```
run("Make Binary");
```

```
run("Set Measurements...", "fit redirect=None decimal=2");
```

```
run("Analyze Particles...", " show=Outlines display clear include summarize record  
add");
```

```
comp = getResult("Major",0);
```

```
fc = 21/comp;
```

```
selectWindow("Results");  
run("Close");
```

```
selectWindow("Summary");  
run("Close");
```

```
// Cria uma Planilha de resultados
```

```
title1 = "Análise de Raizes";
```

```
title2 = "["+title1+"]";
```

```
f = title2;
```

```
if (isOpen(title1))
```

```
    print(f, "\\Clear");
```

```
else
```

```
    run("New... ", "name="+title2+" type=Table width=500 height=600");
```

```
    print(f, "\\Headings: Nome\t Tamanho (cm)\t Área (cm^2)\t Diametro Médio  
(cm)");
```

```
for (j=1; j<list.length; j++) {
```

```
    open(dir + list[j]);
```

```
    nome = getTitle();
```

```
    //Operações
```

```
    run("8-bit");
```

```
    setAutoThreshold("Default");
```

```
    //run("Threshold...");
```

```
    //setThreshold(0, 200);
```

```
    setOption("BlackBackground", false);
```

```
    run("Convert to Mask");
```

```
run("Set Measurements...", "area bounding shape limit redirect=None decimal=2");
run("Measure");
ar = getResult("Area",0);

selectWindow("Results");
run("Close");

run("Gaussian Blur...", "sigma=14");
run("Multiply...", "value=1.5");
run("Multiply...", "value=1.5");
run("Convert to Mask");

rename("esqueleto.jpg");

run("Analyze Particles...", " show=Outlines clear include");
nr = nResults;

selectWindow("esqueleto.jpg");

setOption("BlackBackground", false);
run("Skeletonize");

run("Analyze Skeleton (2D/3D)", "prune=none calculate");

selectWindow("Tagged skeleton");
close();

selectWindow("Results");

ta = 0;
```

```
for (i=0; i<nr; i++) {  
    ta = ta + getResult("Longest Shortest Path",i);  
  
}
```

```
tamanho = ta*fc;  
are = ar*fc*fc;
```

```
selectWindow("Results");  
run("Close");
```

```
dm = are/tamanho;
```

```
print(f, nome + "\t" + tamanho + "\t" + are + "\t" + dm);  
selectWindow("esqueleto.jpg");  
run("Close");
```

```
}
```

```
selectWindow("Análise de Raizes");
```

```
saveAs("Text", "C:/Users/Análise de Raizes.csv"); //altere o diretório para a pasta que  
//deseja salvar os resultados, sem alterar o nome do arquivo final
```

```
selectWindow("Análise de Raizes");  
run("Close");
```