ARQUITETURA DA REDE FIBROVASCULAR NODAL DO COLMO DA CANA-DE-AÇÚCAR (*Saccharum* SPP.).

ROBERTO ANTONIO ARÉVALO

Orientador: PAULO NOGUEIRA DE CAMARGO

Dissertação apresentada à Escola
Superior de Agricultura "Luiz de
Queiroz", da Universidade de São
Paulo, para obtenção do título de
Mestre em Agronomia - Área de
Concentração: Fitotecnia.

PIRACICABA
Estado de São Paulo - Brasil
1983

DEDICATÓRIA

Ao meu querido tio,

Agrônomo OSCAR FERNANDEZ

que, desde os meus anos de adolescência, me encaminhou e me incentivou para a carreira agrônoma, e despertou em mim o amor pela Ciência,

DEDICO

A G R A D E C I M E N T O S

O autor manifesta os mais profundos agradecimentos às seguintes pessoas e instituições:

Prof. Dr. PAULO NOGUEIRA DE CAMARGO, por sua dedicada e excelente orientação científica, na realização deste trabalho;

Prof. Dr. EURIPEDES MALAVOLTA, por sua co-orientação no desenvolvimento das técnicas experimentais com radioisótopos e pelo fornecimento dos materiais usados nessas técnicas;

Prof.^a Dr.^a ELKE JURANDY BRAN NOGUEIRA CARDOSO, pelo seu assessoramento no desenvolvimento das técnicas microbiocelulolíticas usadas neste trabalho;

Prof. Dr. HUMBERTO DE CAMPOS, pelo seu dedicado assessoramento nos trabalhos de estatística, durante o decorrer destas pesquisas;

Prof. Dr. RICARDO VICTORIA FILHO, pelas suas úteis e oportunas sugestões e por facilitar o uso dos laboratórios e dependências da Seção de Horticultura, da ESALQ, para a realização deste trabalho;

Prof. Dr. MÁRIO TOMAZELLO F^o, por facilitar, gentilmente, o uso de microscópios e equipamentos para fotomicrografias, do laboratório de anatomia de madeiras do Instituto de Pesquisas Florestais (IPEF);

Prof. Dr. ROBERTO ANTONIO ZUCCHI, por facilitar, gentilmente, o uso do microscópio estereoscópico do laboratório de Entomologia Agrícola, da ESALQ;

Prof. Dr. OSWALDO PEREIRA DE GODOY, por ter posto, à disposi

ção do Autor, os campos experimentais e os cultivares de cana-de-açúcar do Departamento de Agricultura e Horticultura, da ESALQ;

Prof. Dr. OTTO JESU CRÓCOMO, pelas suas valiosas sugestões , no decorrer deste trabalho;

Prof. Dr. DARCY MARTINS DA SILVA, por facilitar o uso de dependências do laboratório fotográfico do Centro de Energia Nuclear na Agricultura (CENA);

Senhores Professores dos Cursos de Pós-Graduação da ESALQ, a quem devo a maior parte dos conhecimentos científicos utilizados nestas pesquisas;

Meus distintos colegas ABRAHAM RUPERTO OLEAS, JESUS ACOSTA e JAIME DE LA TORRE, o primeiro por sua preciosa ajuda na documentação fotográfica deste trabalho, e os outros por sua valiosa cooperação e pelo estímulo que me deram durante a realização destas pesquisas;

Senhorita CLEUSA PEREIRA CABRAL, técnica de laboratório do CENA, por sua presteza e solícitude, demonstradas no decorrer das pesquisas com o P^{32} ;

Minha filha LILIANA DEL VALLE AREVALO CORDERO, pelo dedicado trabalho de passar a tinta nanquin os desenhos que ilustram este trabalho;

Senhorita MARIA SUZELEY BARBOSA, por seus excelentes trabalhos de datilografia;

Dedicados funcionários da Biblioteca Central da ESALQ que , por todos os meios, facilitaram ao Autor a obtenção de todas as informações bibliográficas;

FUNDAÇÃO DE AMPARO À PESQUISA DO ESTADO DE SÃO PAULO (FAPESP),

pela bolsa concedida, sem a qual não teria sido possível a realização deste trabalho;

FUNDAÇÃO DE ESTUDOS AGRÁRIOS "LUIZ DE QUEIROZ" (FEALQ), pelo seu auxílio financeiro para a edição deste trabalho;

CENTRO RADIOLÓGICO DE PIRACICABA S.C. LTDA., pela sua cooperação, facilitando a obtenção e revelação dos filmes radiográficos.

O Autor agradece também a todos os que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste trabalho.

ÍNDICE

	Página
DEDICATÓRIA	ii
AGRADECIMENTOS	iii
RESUMO	xii
SUMMARY	xiv
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DA LITERATURA	3
2.1. Parte I - Absorção de P^{32} pelas raízes do tolete de cana-de-açúcar e sua translocação para a gema germinativa . .	3
2.2. Parte II - Arquitetura vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar	4
2.2.1. Cana-de-açúcar	4
2.2.2. Outras gramíneas	5
3. MATERIAIS E MÉTODOS	9
3.1. Parte I - Absorção do P^{32} pelas raízes do tolete e sua translocação para a gema germinante, da cana-de-açúcar .	9
3.1.1. Materiais	9
3.1.2. Delineamento	10
3.1.3. Preparo da solução de trabalho de P^{32}	12
3.1.4. Preparo do material para determinação da radioatividade	13
3.1.5. Procedimentos para os cálculos	14
3.1.6. Método autorradiográfico	15
3.1.6.1. Marcha das operações	15
3.2. Parte II - Arquitetura da rede vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar	17
3.2.1. Delineamento	18
3.2.2. Preparo do inoculante	18
3.2.3. Celulolise	19
3.2.3.1. Coloração	20
3.2.3.2. Conservação do material preparado	20
3.2.4. Microtécnica convencional	21
3.2.4.1. Colorações	21

3.2.5. Exames microscópicos	23
3.2.6. Desenhos e fotomicrografias	24
3.2.7. Estatística	24
4. RESULTADOS	25
4.1. Parte I - Absorção de P^{32} pelas raízes do tolete e sua translocação para a gema germinante, da cana-de-açúcar.	25
4.1.1. Absorção e translocação do P^{32}	25
4.1.2. Autorradiografia	26
4.2. Parte II - Arquitetura da rede vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar	41
4.2.1. Aspecto geral	41
4.2.2. Feixes periféricos	42
4.2.3. Cordões periféricos	50
4.2.4. Vascularização dos primórdios radiculares	50
4.2.5. Feixes centrais	52
4.2.6. Estruturas dos feixes centrais celulosos	54
4.2.7. Estatística	56
5. DISCUSSÃO - Parte I.	58
5.1. Absorção do P^{32} pelas raízes do tolete da cana-de-açúcar e sua translocação para a gema germinante	59
5.1.1. Translocação raiz-gema germinante, em função das idades das raízes	59
5.1.2. Quantidade de P^{32} nas raízes, em função das suas idades	60
5.1.3. Translocação do P^{32} para as demais partes do tolete, em função das idades das raízes	60
5.1.4. Translocação do P^{32} para a gema, em função do número de raízes	61
5.2. Autorradiografias	62
5.3. Tolerância da cana-de-açúcar à ação fitotóxica dos herbicidas apoplásticos, no período inicial do seu desenvolvimento	66
6. CONCLUSÕES - Parte I	67
7. DISCUSSÃO - Parte II.	68
7.1. Arquitetura da rede fibrovascular nodal	69
7.1.1. Sistema periférico	70

	Página
7.1.2. Sistema central	70
7.1.3. Plexo nodal	72
7.1.4. Vascularização dos primórdios radiculares	73
7.1.5. Traços foliares	73
7.1.6. Traços gemares	74
7.2. Interpretação dos autores	74
7.2.1. Cana-de-açúcar	74
7.3. Conceito de traço foliar	77
7.4. Vascularização dos primórdios radiculares	82
7.5. Outras gramíneas	82
7.5.1. Plexo nodal	83
7.6. Sistemas fibrovasculares	89
7.7. Número de feixes fibrovasculares que atravessam a região nodal	90
8. CONCLUSÃO - Parte II.	92
8.1. No sistema periférico	94
8.2. No sistema central	96
9. LITERATURA CITADA	96

LISTA DE TABELAS

Página

Tabela:

1 - Absorção de P^{32} por raízes de 7 dias de idade, de toletes de cana-de-açúcar, e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado	33
2 - Absorção de P^{32} por raízes de 14 dias de idade de toletes de cana-de-açúcar e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado	34
3 - Absorção de P^{32} por raízes de 21 dias de idade, de tolete de cana-de-açúcar, e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado	35
4 - Médias de absorção de P^{32} por raízes de 7, 14 e 21 dias de idade e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado	36
5 - Absorção de P^{32} em função do número de raízes de toletes de cana-de-açúcar, e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado	37
6 - Percentagem do P^{32} fornecido, encontrado em diferentes partes do tolete germinado	38
7 - P^{32} por g de matéria seca, das diferentes partes do tolete germinado	39
8 - Números de feixes abaixo (Xi) e acima (Yi) do $n\sigma + 10$ -Kuij - per	40

LISTA DE FIGURAS

Página

Figura:

1 - Toletes em germinação, em cubas de plástico	10
2 - Aspecto da montagem para absorção de P^{32}	11
3 - Colônias de fungos celulolíticos, desenvolvendo-se sobre fatias de cana-de-açúcar	17
4 - Coloração <i>in vivo</i>	22
5 - Corte longitudinal do tolete da Fig. 4, inferior	23
6 - Autorradiografias de partes de raízes, com 6 horas de contacto com o filme	29
7 - Autorradiografia de gemas germinantes, após 48 horas de contacto com o filme	30
8 - Autorradiografias de fatias de toletes	31
9 - Autorradiografias de gemas e regiões nodais de 25 dias de germinação	32
10- Região nodal do colmo de cana-de-açúcar, celulolisado	43
11- Aspecto da vascularização da região nodal do colmo da cana-de-açúcar	44
12- Detalhe do aspecto geral da arquitetura vascular nodal do colmo da cana-de-açúcar	45
13- Aspecto dos feixes centrais, cordões periféricos e traços foliares.	46
14- Aspecto externo de um cordão fibrovascular periférico celulolisado e isolado	47
15- Tolete celulolisado e colorido com safranina	48
16- Vascularização dos primórdios radiculares	49
17- Aspecto da região nodal, mostrando a conexão da raiz com o sistema periférico	51
18- Feixes centrais isolados	53
19- Estrutura dos feixes fibrovasculares centrais celulolisados	55
20- Corte transversal do nó.	56
21- Corte transversal de um cordão periférico celulolisado de 4 feixes.	57
22- Parte do sistema vascular, em um plano vertical radial	71
23- Aspecto de um tolete cortado longitudinalmente, mostrando curvaturas de alguns feixes, ao entrarem na região nodal (seg. ARTSCHWAGER, 1925)	76

23- Aspecto de um tolete cortado longitudinalmente, mostrando curvaturas de alguns feixes, ao entrarem na região nodal (seg. ARTSCHWAGER, 1925)	76
24- Sistema de feixes fibrovasculares rodeando a base de um primórdio radicular (Bremekamp, 1914, <u>apud</u> Dillewijn, 1952)	76
25- Modelo da arquitetura vascular das festucoideas	87
26- Esquema da arquitetura da rede fibrovascular nodal da cana-de-açúcar	93

ARQUITETURA DA REDE FIBROVASCULAR NODAL DO COLMO DA CANA-DE-AÇÚCAR (*Saccharum* spp.).

Autor: ROBERTO ANTONIO ARÉVALO

Orientador: PROF. DR. PAULO NOGUEIRA DE CAMARGO

RESUMO

Este trabalho foi realizado na Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" - USP, em 1981/82, com os objetivos: a) verificar se o P^{32} absorvido pelas raízes do tolete se transloca para a gema germinante da cana-de-açúcar; b) evidenciada essa translocação, determinar suas vias anatômicas. A pesquisa foi feita em 2 partes:

Parte I - Foram germinados, em câmara úmida, 100 toletes + 10 de Kuijper, cv. CB 41-76, de uma gema, e com eles, montados dois experimentos em blocos casualizados, com 4 repetições, o 1º, com raízes de 7, 14 e 21 dias de idade; e o 2º, com 1, 2, 4 e 8 raízes de 25 dias. Esses toletes foram postos, individualmente, a absorver $NaH_2P^{32}O_4$ a $10^{-4}M$, pelas raízes, durante 24 horas. Os toletes foram, depois, divididos em raízes, gema, nó, e internódios superior e inferior, e processados pelos métodos convencionais, para as determinações das respectivas radioatividades, com contador Geiger-Müller.

As contagens de radioatividade mostraram que o P^{32} absorvido translocou-se para a gema germinante e a quantidade do P^{32} translocado aumentou com a idade e com o número das raízes. Esses resultados revelam a existência de conexões anatômicas entre as raízes do tolete e a gema germinante.

Foram preparadas também, autorradiografias, de acordo com as técnicas convencionais, com as seguintes exposições; raízes, 6 horas; ge-

mas, 2 dias; tolete completo, 10 dias. As autorradiografias revelaram que, em todas as partes (raízes, gema, n^o e intern^odios), as intensidades de radioatividade aumentaram com a idade e com o número das raízes absorventes .

Parte II - Arquitetura fibrovascular da região nodal do colmo. Esta arquitetura era desconhecida. Para identificá-la, foi feita a microbiocelulolisação dos parênquimas nodais, cultivando, sobre fatias (+ 3 mm) do n^o, microorganismos celulolíticos isolados de solo com bagaço em decomposição. Após 80 a 100 dias toda a rede fibrovascular se encontrava individualizada, podendo ser colorida, fotografada, e desenhada com câmara clara, em microscópio estereoscópico, e microtomizada para exames de estruturas anatômicas.

Esta pesquisa apresentou os seguintes resultados:

Na região nodal, foram identificados os sistemas periférico e central, de feixes ax^otropos, e o plexo nodal, de feixes plagi^otropos.

O sistema periférico, de cordões fibrovasculares plurifasciculados, é conectado com a bainha foliar, a gema, e as raízes, através dos traços foliares periféricos (das pequenas nervuras), traços gemares periféricos (do sistema periférico da gema) e traços radiculares (dos grandes vasos pontuados da raiz).

O sistema central constitui-se de feixes isolados, ramificados e não ramificados. Estes passam de um intern^odio para outro, sem conexões com os sistemas. Os ramificados conectam-se com a bainha foliar, pelos traços foliares centrais (terminais e laterais, das grandes nervuras) e com a gema, pelos traços gemares centrais (do sistema central da gema).

O plexo nodal é a trama de feixes plagi^otropos, que são ramificações dos feixes ax^otropos dos dois sistemas, incluindo: conexões entre feixes do mesmo sistema e entre os dois sistemas; traços foliares centrais e traços gemares centrais.

O P^{32} absorvido pelas raízes translocou-se no sistema periférico, penetrando no sistema periférico da gema. Esta via anatômica confirma a verificação das autorradiografias, que mostraram translocações do P^{32} na região periférica do colmo da cana-de-açúcar.

ARCHITECTURE OF THE NODAL FIBROVASCULAR NET OF THE SUGARCANE (*Saccharum* spp)
CULM.

Author: ROBERTO ANTONIO AREVALO

Adviser: PROF. Dr. PAULO NOGUEIRA DE CAMARGO

SUMMARY

These researches were carried out in the "Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", University of São Paulo, Brazil, during the period of 1981/82, looking for the following: a) To find out whether the P^{32} which was absorbed by the seed piece roots is translocated to the germinating bud; b) If so, to determine its anatomic route.

Part I - Translocation of P^{32} - Seed pieces (100) of + 10 - Kuijper joint, of cv. CB 41-76, each of only one bud, were germinated in humid chamber. Then, two experimental sets of germinated seed pieces were installed, the first one with roots of the ages of 7, 14 and 21 days; and the other with 1, 2, 4 and 8 roots, all of them 25 days old. In both of the sets, P^{32} was absorbed by the root, from a 10^{-4} M solution of $NaH_2P^{32}O_4$, during 24 hours. After absorption, the parts (roots, bud, node, internodes) of the seed pieces were set apart and processed by the conventional methods for the counting of the respective radioactivity intensities by a Geiger Muller counter.

The radioactivity counts showed that P^{32} was translocated to the germinating bud. The amount of translocated P^{32} increased with the age and with the number of absorbing roots. These results reveal the existence of anatomical connections between the seed piece roots and the germinating bud.

Autoradiographs of the individual parts (roots, bud, nodal re

gion, internodes) were made with the following expositions: roots, 6 hours; buds, 2 days; seed pieces, 10 days. The autoradiographs revealed that in all of the parts (roots, bud, nodal region, internodal region) the radioactivity increased with the age and with the number of the roots, thereby confirming the counting data.

Part II - Fibrovascular architecture of the nodal region of sugarcane culm. Until now, this architecture was unknown. For its identification and study, a method of culture for cellulolytic microorganisms was developed from soil containing rotted sugarcane bagasse, in aqueous nutrient medium. This culture was overflowed on longitudinal and transversal slices ($\pm$ 3 mm, thick) of the nodal region of + 10 - Kuijper joints of sugarcane. After 80-100 days of incubation, all the fibrovascular net was individualized, and was ready for being colored, photographed, and examined in a stereoscopic microscope, or microtomed and prepared for microscopic examinations.

In the nodal region of the sugarcane culm, the peripheral fibrovascular system (PFS), the central fibrovascular system (CFS), and the nodal plexus (NP) were identified.

The PFS is composed of plurifascicular strands made up of axotropic bundles aggregated by their fibrous sheaths. The PFS is connected to the peripheral foliar traces (of the small veins), to the peripheral gemmar traces (of the peripheral vascular system of the bud), and to the radicular traces (of the great pitted vessels of the root).

The CFS is formed by the isolated axotropic bundles as a whole, which go through the central region of the culm. These bundles may be branched and non branched. The latter pass from an internode to the other without branching. The branched bundles are connected to the foliar sheath by the central foliar traces (these are of two types - terminal foliar traces, and lateral foliar traces, as they are terminal or lateral branches of the central bundles); they are connected, also, to the bud, by the central gemmar traces (of the central fibrovascular system of the bud).

The NP is an intricate woof of plagiotropic bundles which are

branches of the bundles of the two systems, including: the bundles of connection between bundles of each system, and between bundles of the two systems; the central foliar traces; and the central gemmar traces (bud traces).

Therefore the P^{32} , absorbed by the seed piece roots is translocated through the peripheral system of the culm, entering the peripheral system of the bud. This anatomical route confirms the results from the autoradiographs which showed translocation of P^{32} in the peripheral region of the sugarcane culm.

1. INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar apresenta tolerância a herbicidas durante o período que vai desde o plantio até quatro a seis semanas, conforme o cultivar (ROCHECOUSTE, 1967).

Essa tolerância tem sido atribuída à proteção do ápice vegetativo, pelos rudimentos foliares, quando o colmo primário atravessa a camada superficial do solo, onde se encontra o herbicida.

Esse argumento, realmente, não explica tal tolerância, pois os herbicidas usados em cana-de-açúcar são, em sua quase totalidade, de absorção radicular.

Como, até o presente, não foram realizadas pesquisas para esclarecer as prováveis causas dessa tolerância, o problema continua à espera de uma solução científica, isto é, descobrir-se a causa da tolerância da cana-de-açúcar aos herbicidas absorvidos pelas raízes, no período inicial do seu desenvolvimento.

Para procurar explicar essa tolerância, foi formulada a seguinte hipótese de trabalho, a qual, como hipótese, poderá ser confirmada, ou não:

O sistema radicular do tolete não estaria xilemáticamente conectado com a gema em desenvolvimento, no início da formação do colmo primário e, somente quando as raízes deste

estivessem em condições de absorver (4 a 6 semanas, a partir do plantio), é que a cana se tornaria suscetível à ação fitotóxica dos herbicidas.

As raízes do tolete teriam portanto, a função principal de absorver água, para manter o suprimento hídrico do tolete e do colmo primário em desenvolvimento.

A fim de verificar o acerto ou não, dessa hipótese de trabalho, foram planejadas as seguintes pesquisas:

- A- Determinar se o material absorvido pelas raízes do tolete é, ou não, translocado, imediatamente, para a gema germinante, evidenciando, ou não, a existência de conexão vascular entre esses dois órgãos.
- B- Determinar as vias anatômicas dessa translocação, caso se ja ela evidenciada.

Para a pesquisa do item A, era objetivo usar um herbicida marcado com isótopo radioativo. Entretanto, em virtude da dificuldade encontrada na obtenção desse material, resolvemos usar o P^{32} , existente em quantidade disponível, no CENA, e que nos foi cedido, gentilmente, pelo Prof. Dr. E. Malavolta.

Em relação à pesquisa do item B, o problema se tornou mais complexo, pois, praticamente nada se conhece da estrutura nodal da cana-de-açúcar. O único botânico que estudou detalhadamente a anatomia da cana-de-açúcar foi ARTSCHWAGER (1925; 1940), mas ele não estudou a arquitetura dos sistemas vasculares da região nodal dessa gramínea.

Este trabalho descreve as pesquisas referidas, em duas partes. Na parte I, estão descritas as pesquisas realizadas para o desenvolvimento do item A, e na parte II, são descritas as pesquisas executadas para determinar a arquitetura vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar, a fim de verificar as possíveis conexões xilemáticas entre as raízes do tolete e a gema germinante.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1, Parte I - Absorção de P^{32} pelas raízes do tolete de cana-de-açúcar e sua translocação para a gema germinante

RESNIK et alii (1976) estudaram a absorção de P^{32} por raízes de toletes de cana-de-açúcar cv. NCo 310, e sua translocação no colmo. Eles enraizaram colmos em cilindros metálicos cheios de solo, abrangendo 3 internódios e 4 nós. Depois, marcaram 4 setores ortogonais enraizados, eliminando as raízes dos outros três setores.

Nesse experimento, eles obtiveram os seguintes resultados:

- a) O P^{32} absorvido durante 48 horas, foi encontrado nos quatro setores radiais e longitudinais do colmo;
- b) a absorção estava relacionada com as dimensões do sistema radicular e com o peso total das raízes absorventes;
- c) a acumulação de P^{32} nos nós foi significativamente maior do que nos internódios;
- d) a concentração de P^{32} absorvido apresentou maiores valores no internódio superior do que no inferior;
- e) a maior concentração de P^{32} absorvido se encontrou no setor radial enraizado e em sua projeção ortostica, para cima e para baixo.

Eles usaram, nesse experimento, para a absorção de P^{32} , uma solução de $KH_2P^{32}O_4$ a 10^{-3} M.

2.2. Parte II - Arquitetura vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar.

2.2.1. Cana-de-açúcar

ARTSCHWAGER (1925) estudou exaustivamente a anatomia dos órgãos vegetativos da cana-de-açúcar e identificou dois sistemas vasculares, no colmo - o periférico e o central - concluindo o seguinte:

a) No internódio os feixes de ambos são paralelos, mas, quando atingem o nó, os do sistema periférico perdem a sua identidade, dividindo-se em pequenos feixes de várias configurações;

b) dos feixes do sistema central, numerosos deles, ao atingirem a região nodal, ramificam-se ou se curvam abruptamente, para a periferia.

Ele afirma:

"No ponto de inserção da bainha foliar, o nó é atravessado por traços longitudinais que descem da folha, penetram quase horizontalmente para o centro do colmo e, então, descem perpendicularmente."

"Em sua extensão horizontal, os traços foliares desviam-se da estrutura normal. (...). Nota-se, à primeira vista, que os grandes vasos pontuados faltam, e, em lugar deles, existe uma abundância de elementos de pequeno diâmetro (...). Estes são os grandes traços foliares."

"Além desses grandes traços foliares, existem numerosos pequenos, que estão em ângulo reto com o eixo do colmo. Eles, frequentemente rodeiam os traços foliares verticais e frequentemente se fundem com eles."

"O floema desses pequenos feixes é relativamente bem desenvolvido, enquanto que o xilema é reduzido a um único grande vaso."

"O grande número de traços foliares que entram na folha e a complexíssima estrutura nodal tornam impossível seguir o curso dos feixes vasculares, exceto na região meristemática do ápice do colmo."

"Outras complicações do curso dos feixes vasculares são encontradas no nó, em conexão com o suprimento das raízes e da gema axilar . Enquanto que as conexões das raízes são derivadas da zona periférica de feixes, os numerosos traços que vão para a gema anastomosam-se com o sistema de feixes de toda a secção transversal do colmo."

DILLEWIJN (1952) cita o trabalho de Bremekamp (1914), em que este autor observou que os feixes vasculares, no colmo de cana-de-açúcar , antes de se dirigirem para os primórdios radiculares, ramificam-se, anastomosam-se, e convergem para o centro dos primórdios.

TANIMOTO (1964) descreve a organização do sistema vascular do colmo da cana-de-açúcar da seguinte maneira:

"Nos internódios, os feixes são mais ou menos paralelos uns aos outros. Quando eles sobem, entrando na região nodal, eles se curvam e se ramificam, produzindo um número de ramos igual ao número de feixes, e continuam, então, o seu curso, para o próximo internódio. Os ramos, que permanecem no nó, vão para a bainha ou para a gema não desenvolvida."

"Parece não haver conexão direta dos feixes fibrovasculares entre a gema nodal e as raízes desenvolvidas na banda radicular. Muitas secções foram examinadas, porém, nenhuma delas mostrou um feixe ligando a raiz com a gema."

2.2.2. Outras gramíneas

BUGNON (1920) estudou a anatomia da região nodal de gramíneas, verificando que existe um verdadeiro retículo de feixes transversais, relacionados com os feixes longitudinais, com os traços foliares e com as raízes. Uma das suas interpretações, sobre a origem dos feixes transversais, na região nodal, é a de que feixes verticais, no colmo, descem do ápice para a base e, ao atingirem um nó, não havendo possibilidade de se

anastomosarem com outros feixes, ou havendo dificuldade de continuarem o seu percurso, curvam-se lateralmente e se tornam transversais.

PERCIVAL (1921) estudou o curso dos feixes vasculares em *Triticum* e observou o seguinte:

"Por baixo da união da bainha foliar com o colmo, os traços foliares menores se prolongam pela parte periférica do eixo; os maiores formam parte dos cordões do cilindro interno."

"Os feixes do internódio, situados acima de inserção da folha, tomam curso horizontal e oblíquo, justamente acima do nó, e se orientam para uma posição mais periférica no nó e por baixo dele. Nestas posições horizontais e oblíquas, os feixes se ramificam e se reúnem de maneira diversa, reduzindo-se o seu número total."

"Em consequência desta reorientação, os traços foliares grandes e os referidos feixes do internódio formam, juntos, uma espécie de cilindro interno, no qual cerca da metade dos feixes são traços foliares da folha imediata superior. E a outra metade, são feixes do internódio situado por cima da inserção desta mesma folha."

"Os feixes periféricos são, em sua maior parte, traços foliares da folha imediatamente superior."

SHARMAN (1942), estudando a anatomia do colmo de *Zea mays* L., observou que *"na base do internódio, justamente acima da inserção de uma folha encontra-se uma rede de feixes anastomosados ligando os feixes verticais, aparentemente indiscriminadamente."*

Ele mostra uma fotografia da base de um colmo de milho, partida longitudinalmente e "apodrecida" artificialmente, para evidenciar a rede de anastomoses, declarando que *"as anastomoses ocorrem justamente acima da união de uma folha com o colmo, e não envolvem os feixes desta folha."*

"As raízes são relacionadas mais com estas anastomoses do que com a folha inferior."

ESAU (1959; 1974) informa que a distribuição dos feixes fibrovasculares no parênquima fundamental de *Saccharum*, *Zea*, *Bambusa* e *Sorghum* tem similaridade.

KUMAZAWA (1961) desenvolveu exaustivas pesquisas sobre a estrutura fibrovascular de *Zea mays* L., entre os anos de 1939 e 1961. Ele concluiu que, além dos traços foliares que percorrem longitudinalmente a região central do colmo, o milho possui dois sistemas de feixes vasculares: a) O sistema externo, formado pelos feixes periféricos mais externos, que se dispõem em uma circunferência que percorre toda a periferia fibrovascular; b) o sistema interno, formado por feixes compostos, situados na região fibrovascular subperiférica.

Esses dois sistemas não são conectados entre si.

Ele constatou, também, que "*a iniciação dos cordões procambiais que deverão se desenvolver na rede nodal, ocorre no estágio em que os elementos do protoxilema dos feixes verticais situados no centro do colmo já estão maduros.*"

HITCH e SHARMAN (1971) citam o trabalho de Arber (1930), em que esta autora afirma que "*os cordões horizontais formam conexões com os feixes principais que vão entrar na próxima folha, e também com os feixes menores, que permanecerão no colmo e irão suprir o próximo internódio*", discordando dessa afirmativa.

Estes autores afirmam que o sistema vascular das gramíneas consiste de numerosos cordões verticais interconectados em cada nó, por um plexo de cordões anastomosados.

Nas festucoideas, os cordões que saem das folhas e penetram no nó, descem até se encontrarem com cordões da folha inferior, situados na mesma ortostica, sendo o seu trajeto "obstruído" por esses cordões. Então, os cordões descendentes bifurcam-se, dando cada um deles, dois ramos descendentes, um de cada lado do cordão "obstruente". Concomitantemente, esses ramos se anastomosam com os "obstruentes" e também entre si e com os ramos dos cordões vizinhos. Essas interconexões formam o plexo nodal.

BELL (1976) distingue, na região nodal de *Lolium multiflorum*, dois sistemas vasculares complexos: O de feixes difusos periféricos, a que ele denomina plexo periférico; e o dos feixes mais internos, por eles denominados traços foliares. Esses dois sistemas estão conectados entre si e com o sistema fascicular horizontal, que ele denomina plexo nodal.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Parte I - Absorção do P^{32} pelas raízes do tolete e sua translocação para a gema germinante, da cana-de-açúcar.

3.1.1. Materiais

Foram utilizados toletes + 10 de Kuijper, de uma gema, do cv. CB 41-76, colhidos no dia da montagem do experimento (09-08-81).

Os toletes foram tratados com o fungicida benomil-50%*, na dose 30 g por 100 litros de água, durante 10 minutos, para evitar contaminações por *Fusarium* sp. Esse tratamento foi repetido nos 12 e 21 dias.

Foram colocados 100 toletes para germinar em câmara úmida, em água destilada, com arejamento (Fig. 1).

A água era substituída de dois em dois dias, para evitar a formação de colônias gelatinosas de bactérias. Na ocasião das substituições, os toletes eram lavados com água destilada, e a câmara desinfectada com pulverizações de HCl comercial a 1% (ácido muriático).

Para estimular o crescimento das raízes, foi adicionado, à água, sulfato de cálcio (2 ppm), aos 2, 7 e 14 dias.

(*) Benlate (50% benomil)

Fig. 1 - Toletes em germinação, em cubas de plástico. Notam-se os tubos de arejamento e, no fundo, a direita, o lençol de plástico, para cobrir as cubas de germinação, formando ambiente de câmara úmida (Foto R.A. Arévalo, 1981).

As raízes se desenvolveram muito bem, com abundância de pelos absorventes, em 48 horas.

3.1.2. Delineamentos

Foram realizados dois experimentos, em blocos totalmente casualizados, com 4 repetições, sendo, o primeiro, com raízes de idades diferentes (7, 14 e 21 dias, a partir do plantio), e o segundo, com raízes de 25 dias de idade, variando o número de raízes (1, 2, 4 e 8 raízes).

As raízes em excesso foram cortadas com tesoura.

Cada tolete foi colocado, individualmente, em posição vertical, em um vaso de 2 litros, contendo vermiculita umedecida com água destilada (Fig. 2).

Fig 2 - Aspecto da montagem para absorção de P^{32} . O vaso contém vermiculita umedecida com água destilada. Notam-se as raízes do tolete com sua extremidade mergulhada na solução de P^{32} , contida no frasco ao lado (Foto R.A. Arévalo, 1981).

A solução de P^{32} foi colocada em um pequeno frasco, no qual se introduziram as raízes (Fig. 2).

Para evitar o dessecamento, cada vaso foi recoberto com um saco de polietileno.

A - EXPERIMENTO 1 - Toletes de idades diferentes, com duas raízes

Tratamentos:

T.1 - Quatro toletes, com raízes de 7 dias, mergulhadas em solução de $\text{NaH}_2\text{P}^{32}\text{O}_4$, 10^{-4}M ;

T.2 - Quatro toletes, com raízes de 14 dias, mergulhadas na mesma solução;

T.3 - Quatro toletes, com raízes de 21 dias, mergulhadas na mesma solução.

Tempo de absorção: 24 horas.

B - EXPERIMENTO 2 - Toletes com raízes de 25 dias de idade, com números diferentes de raízes

Tratamentos:

T.1 - Quatro toletes, com uma raiz, mergulhada em solução de $\text{NaH}_2\text{P}^{32}\text{O}_4$, 10^{-4}M ;

T.2 - Quatro toletes, com 2 raízes mergulhadas na mesma solução;

T.3 - Quatro toletes, com 4 raízes mergulhadas na mesma solução;

T.4 - Quatro toletes, com 8 raízes mergulhadas na mesma solução.

Tempo de absorção: 24 horas.

3.1.3. Preparo da solução de trabalho de P^{32}

Diluir 2 ml da solução estoque, de (2 mCi) $\text{NaH}_2\text{P}^{32}\text{O}_4$, em 498 ml de solução de NaH_2PO_4 a 10^{-4}M , para se obter o volume total de 500 ml da solução de trabalho.

3.1.4. Preparo do material para determinação da radioatividade

Após 24 horas de absorção do P^{32} , os toletes foram lavados em água de torneira, para retirar o P^{32} da superfície das raízes. De cada tolete foram separadas as seguintes partes:

Raízes

Gema germinante

Internódio superior (cilindro de 2 cm de comprimento)

Nó;

Internódio inferior (cilindro de 2 cm de comprimento)

Cada parte foi colocada em um saco de papel e levada à estufa a 70°C, por 48 horas.

Após as 48 horas, determinou-se o peso do material e o material foi colocado em um cadinho e levado à mufla, a 500°C, até obtenção de cinzas brancas (cerca de 4 horas).

Depois de esfriar, as cinzas foram dissolvidas em 10 ml de HCl a 20% (uma parte de HCl + 4 partes de água destilada).

As amostras foram colocadas em frasquinhos e numeradas correlativamente.

De cada frasquinho, se pipetaram 5 ml, que foram transferidos para cubetinhas, as quais foram postas a secar, sobre uma prancheta metálica aquecida (cerca de 1 hora).

Da solução de trabalho (item 3.1.3.), retirou-se 1 ml e procedeu-se à mesma secagem.

Após esfriarem os resíduos secos, foram realizadas as contagens da radioatividade, por meio de um contador Geiger-Müller "Nuclear Chicago", Mod. 181B.

Procedeu-se, também, às contagens em branco ("background"), da radioatividade existente no ambiente, ligando-se o contador durante 5 minutos, para se obter a radiação média por minuto (cpm).

3.1.5. Procedimentos para os cálculos

A - Contagens por minuto (cpm) líquida

a) Toma-se a metade da solução das cinzas (5 ml) e, após secá-la, na cubetinha, e deixar esfriar, faz-se a contagem por minuto, lendo o resultado no contador (cpm bruta);

b) do resultado das cpm brutas, subtraem-se as contagens da radiação do ambiente ("background"). Este resultado é a alíquota (alíquota = cpm bruta - "background").

$$\text{Exemplo: } 30.634 - 58 = 30.306$$

$$\text{cpm bruta} - \text{"background"} = \text{alíquota}$$

c) A radiação total do material inicial será o dobro da alíquota, porque foram tomadas somente 5 ml da solução de 10 ml.

$$\text{Exemplo: Radiação do material} = \text{alíquota} \times 2,$$

$$\text{ou } 30.306 \times 2 = 60.612 \text{ cpm}$$

B - Absorção por unidade de peso

É a quantidade de P^{32} absorvida por grama de matéria seca, e é dada pela seguinte relação:

$$\frac{\text{cpm líquida de matéria}}{\text{gramos de matéria seca}}$$

C - Atividade absorvida, em percentagens do fornecido

Toma-se 1 ml da solução de trabalho, seca-se na cubetinha, esfria-se e faz-se a contagem. Esta contagem corresponde à amostra de referência.

Exemplo:

Amostra de referência = 34.179 cpm;

Subtrai-se o "background": $34.179 - 58 = 34.121$ (cpm real da amostra de referência).

Cálculo: 1 ml corresponde aos 10% do total (10 ml) fornecido. Por regra de três, determina-se a atividade absorvida, em percentagem da fornecida:

$$\begin{array}{rcl} 34.121 & - & 10\% \\ x & - & 100 \end{array} \quad x = \underline{341.210}$$

Exemplo:

cmp líquida no material = 60.612

Atividade absorvida, em % do fornecido:

$$\frac{60.612}{341.210} \times 100 = 17,76\%$$

3.1.6. Método autorradiográfico

As autorradiografias foram preparadas com os materiais dos experimentos 1 e 2; tendo-se, para isso, incluído uma repetição para cada tratamento.

3.1.6.1. Marcha das operações

Após 24 horas de absorção de P^{32} , os toletes (1 de cada tratamento) foram lavados em água corrente, de torneira (1 minuto). Em seguida, foram enxugados com papel absorvente (toalhas sanitárias), colocados

em sacos de papel e conservados em refrigerador, para o preparo das autorradiografias.

O preparo das autorradiografias obedeceu à seguinte marcha :

De cada tolete, retirado do refrigerador, foram separadas as seguintes partes, e tratadas como segue:

Raízes - coladas com cola "Tenax", em papel sulfite;

Fatias do n.º (100 μ), com gema germinante - secadas em papel absorvente (2 dias) e coladas com cola "Tenax" em papel sulfite;

Fatias do intern.º superior (100 μ) e do inferior (100 μ), mesmo tratamento;

As folhas de papel sulfite, contendo as peças coladas, foram postas, individualmente, em contacto com filmes de raio-X (RX-médico) de processamento rápido, sendo, cada um desses conjuntos, colocado entre duas placas de madeira, que foram embrulhadas em papel-de-jornal (várias folhas), e firmemente amarradas com várias voltas de barbante. Sobre cada um desses embrulhos, foi colocada uma placa de madeira e, sobre ela, um bloco de ferro de 5 kg.

Todas essas operações foram realizadas na câmara escura, com luz vermelha.

O material permaneceu, então, no escuro, durante os seguintes lapsos de tempo:

Raízes - 6 horas

Gema - 2 dias

Tolete completo - 10 dias

Após esses tratamentos, foram retirados os filmes (à luz vermelha), colocados em envelopes negros e levados para a revelação, em aparelho automático, que revela em 3 minutos.

3.2. Parte II - Arquitetura da rede vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar.

O preparo da região nodal do colmo da cana-de-açúcar, para o estudo da arquitetura do seu sistema vascular, foi feito cultivando uma mistura de microorganismos celulolíticos (aqui denominada inoculante) sobre cortes longitudinais e transversais da região nodal (Fig. 3).

Os microorganismos celulolíticos mais comuns, encontrados nos tecidos em decomposição, de cana-de-açúcar, são *Trichoderma reesei*, *Penicillium funiculosum*, *Aspergillus wentii*, *A. niger* e outros, não identificados e bactérias diversas.

Fig. 3 - Colônias de fungos celulolíticos, desenvolvendo-se sobre fatias de cana-de-açúcar, após 10 dias de incubação com o inoculante. Tamanho natural (Foto R.A. Arévalo, 1981).

3.2.1. Delineamento

Fatias longitudinais, da região nodal + 10-Kuijper, com 12 meses de idade, cv. CB 41-76, foram submetidas aos seguintes tratamentos, em blocos ao acaso, com 5 repetições:

- T.1 - Testemunha, fatias sem inoculante;
- T.2 - Fatias com inoculante;
- T.3 - Fatias com inoculante + sulfato de amônio granulado (20% de N), 1 gramo para cada 12 gramas de cana fresca;
- T.4 - Metade de nó com inoculante + sulfato de amônio granulado (20% N), 1 g para 12 g de cana fresca;
- T.5 - Fatias com gema e raízes, com inoculante + sulfato de amônio granulado (20% N), 1 g para 12 g de cana fresca.

As fatias, cortadas a olho, tinham aproximadamente, 3 mm de espessura.

3.2.2. Preparo do inoculante

O inoculante foi isolado de um solo que continha bagaço de cana-de-açúcar em decomposição, no seguinte meio de cultura:

NaCl a 0,5% (0,5 g em 100 ml de solução).....	50 ml
NH ₄ NO ₃ , sólido	1 g
Extrato de solo a 10% (10 g de solo em 100 ml de água destilada estéril)	20 ml
Solução de micronutrientes (Hoagland)	1 ml
Água destilada estéril.....	1000 ml
Tiras de papel-de-filtro (1 cm x 10 cm).....	2 por tubo

Esse meio de cultura, já contendo os microorganismos no extrato de solo, foi distribuído em tubos de ensaio (10 ml por tubo), e incubado durante 15 dias, à temperatura ambiente (cerca de 22°C).

As colônias que se desenvolveram sobre o papel-de-filtro (celulose pura) foram diluídas em 100 ml de água destilada, formando uma suspensão do inoculante.

3.2.3. Celulolise

As fatias de cana-de-açúcar foram colocadas em caixas de germinação (20 x 20 x 5 cm). Sobre cada uma delas, foram derramados 5 ml da suspensão do inoculante, em distribuição uniforme sobre os tecidos, exceto as fatias testemunhas, que receberam 5 ml de água destilada.

Em seguida à distribuição do inoculante sobre as fatias tratadas, e da água destilada sobre as testemunhas, foi distribuído, a mão, sobre as fatias tratadas, o sulfato de amônio granulado, na proporção de 1 g para 12 g de cana fresca. Esta adição de sulfato de amônio foi feita de 20 em 20 dias.

Durante a celulolise, forma-se uma certa quantidade de resíduos da degradação da celulose e de microorganismos que morrem e de produtos do metabolismo dos microorganismos. Esses resíduos que se depositam no fundo da caixa-de-germinação, formando um meio favorável ao desenvolvimento de uma sucessão de colônias contaminantes, que devem ser eliminados. Para isso, semanalmente, foram retirados os resíduos das caixas e, em seu lugar, adicionados 10 ml de água destilada, para cada caixa.

As colônias do inoculante desenvolveram-se rapidamente. Em 10 dias, todas as fatias estavam recobertas por elas (Fig. 3).

Periodicamente, durante o tempo da incubação, examinaram-se,

ao microscópio estereoscópico, as fatias, para verificar o estado da celulolise dos tecidos.

Considerou-se terminada a celulolise quando os feixes fibrovasculares estavam completamente isolados, permitindo o seu manuseio com agulhas histológicas.

O período de incubação é variável com a espessura das fatias. As de 100 μ de espessura são celulolisadas em cerca de 30 dias; as de 3 a 5 mm de espessura atingem celulolisação satisfatória em cerca de 80 a 100 dias.

Terminada a celulolise, as fatias foram abundantemente lavadas em água corrente, de torneira, até se tornarem limpas de quaisquer resíduos.

3.2.3.1. Coloração

Após a lavagem, as fatias celulolisadas foram mergulhadas em uma solução aquosa de safranina a 0,5%, por 30 minutos, sendo, em seguida, lavadas em água destilada.

O material, assim preparado, pode ser examinado imediatamente.

3.2.3.2. Conservação do material preparado

As fatias celulolisadas e coloridas devem ser colocadas em caixas-de-germinação bem limpas, cheias de água destilada, etiquetadas e guardadas no congelador, para futuros exames.

De cada vez que se deseja examinar esse material, retira-se a caixa do congelador, espera-se o descongelamento e procede-se ao exame . O material, assim preparado e conservado, tem duração ilimitada.

3.2.4. Microtécnica convencional

O método microtécnico convencional foi usado como auxiliar , no estudo das estruturas anatômicas.

Foram feitos cortes transversais e longitudinais de 10 a 20 μ e, eventualmente, de maior espessura, em material fresco ou colorido (técnica *in vivo*), ou celulolísado, usando-se para isso, um micrótomo deslizante, marca "American Optical Corporation".

Também foram feitos cortes a mão livre, com navalha histológica.

3.2.4.1. Colorações

As colorações usadas foram principalmente feitas com safranina a 0,1 - 0,5%, e as de contraste, com safranina e verde-rápido, segundo as técnicas de CHAMBERLAIN (1924).

Também foi experimentada a técnica de coloração *in vivo*, mergulhando-se a base de um tolete curto, de uma gema com 4 cm de cada internódio (comprimento total = 10 cm), em uma solução de corante, o qual subiu pelos feixes fibrovasculares, colorindo-os especificamente, inclusive os que abastecem a gema e os primórdios radiculares (Fig. 4 e 5).

Fig. 4 - Coloração *in vivo*: Em cima: Tolete com a base mergulhada em safranina aquosa a 0,5%. O corante emergiu na superfície superior do tolete. Em baixo: Tratamento idêntico, com azul de metila a 0,1%. Toletes recém colhidos e recém cortados, tratados durante 24 horas (Foto R.A. Arévalo, 1981).

Os corantes usados nesta técnica foram: safranina, verde de metila e azul de metila, nas concentrações de 0,1 a 0,5%.

Fig. 5 - Corte longitudinal do tolete da Fig. 4, inferior, colorido com azul de metila a 0,1%. Notam-se segmentos de feixes axótropos e ramificações plagiótropas que abastecem a gema. Na parte inferior do nó, vêem-se dois feixes axótropos aparentemente recurvados, um para a esquerda e o outro para a direita, em direção à cicatriz foliar. X 8. (Foto R.A. Arévalo, 1981).

3.2.5. Exames microscópicos

Os exames microscópicos dos materiais preparados de acordo com os itens anteriores, foram feitos, conforme as dimensões de cada material, em um microscópio estereoscópico "Wild M3", provido de câmara clara intercalada, ou em um microscópio de pesquisa marca "Carl Zeiss, Germany", também provido de câmara clara intercalada.

3.2.6. Desenhos e fotomicrografias

As estruturas e arquiteturas vasculares examinadas nos microscópios referidos no ítem anterior foram desenhadas a lápis, por meio das respectivas câmaras claras e, posteriormente, passadas a tinta nanquin, em papel vegetal, anotadas as dimensões respectivas por meio de escalas micrométricas ou milimétricas, conforme o caso. Ocasionalmente, foram feitas fotomicrografias de detalhes estruturais.

3.2.7. Estatística

Embora as pesquisas realizadas tivessem sido delineadas nos moldes de uma eventual análise estatística, esta não foi necessária, porque os trabalhos efetuados foram essencialmente de natureza qualitativa e descritiva.

Por outro lado, foi feita uma amostragem estatística, para verificar se o número de feixes que atravessam a região nodal era significativamente diferente, acima e abaixo do nó.

A amostragem foi feita em 20 nós + 10-Kuijper, de colmos diferentes, dividindo-se as secções retas inferonodais e superonodais em 8 segmentos de círculo e contando-se o número de feixes encontrados em cada linha radial.

Dos números obtidos de cada um dos dois grupos, foram calculadas as médias ($\bar{x}$ e $\bar{y}$), e às diferenças dessas médias foi aplicado o teste t (Tabela 8):

4. RESULTADOS

Os resultados obtidos nestas pesquisas serão relatados em duas partes, sendo a primeira referente à absorção e translocação do P^{32} , e a segunda sobre a arquitetura vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar.

4.1. Parte I - Absorção de P^{32} pelas raízes do tolete e sua translocação para a gema germinante, da cana-de-açúcar.

4.1.1. Absorção e translocação do P^{32}

As contagens de radioatividade, para determinar se o P^{32} absorvido pelas raízes do tolete translocou-se para a gema germinante, encontram-se nas Tabelas 1 a 7.

Esses resultados podem ser resumidos como segue:

Experimento 1

1) O P^{32} , absorvido pelas raízes do tolete, translocou-se, em todos os casos, para a gema germinante.

2) A quantidade do P^{32} , translocado das raízes para a gema germinante, aumentou com a idade das raízes.

Experimento 2

1) O P^{32} , absorvido pelas raízes do tolete, translocou-se para a gema germinante.

2) A quantidade do P^{32} , translocado das raízes para a gema germinante, aumentou com o número de raízes absorventes, até 4 raízes.

4.1.2. Autorradiografias

Os resultados do uso do método autorradiográfico, para verificar a translocação do P^{32} , das raízes do tolete para a gema germinante, são os seguintes, considerando-se apenas a aparência das autorradiografias:

A - Toletes com duas raízes de 7, 14 e 21 dias de idade, a partir do plantio:

a) As autorradiografias das raízes foram tão intensas que, com apenas 6 horas de contacto do material radioativo com o filme, foi possível obterem-se imagens aceitáveis (Fig. 6).

b) A intensidade da radioatividade, nas raízes, aumentou com a idade das mesmas (Fig. 6).

c) As autorradiografias das gemas somente produziram imagens aceitáveis após 48 horas de contacto do material radioativo com o filme, o que indicou menor radioatividade do que nas raízes.

d) A imagem da gema germinante, aos 7 dias de idade, foi apenas perceptível (Fig. 7, A).

e) A imagem da gema germinante, aos 14 dias, mostrou intensa radioatividade (Fig. 7, B).

f) A imagem da gema, aos 21 dias, indicou maior radioatividade na gema germinante do que na de 14 dias de idade (Fig. 7, C).

g) Na região nodal do colmo, a radioatividade foi muito intensa, na área de inserção da gema (a gema fora destacada para outra autorradiografia) (Fig. 8).

h) Com raízes de 7 dias, a radioatividade foi insignificante, no local da gema (esta fora retirada, para outras autorradiografias), distribuindo-se nos feixes periféricos e centrais dos internódios superior e inferior, tendo este mostrado, aparentemente, intensidade ligeiramente maior (Fig. 8, A).

i) Com raízes de 14 dias, a radioatividade foi muito intensa no local da gema (esta fora retirada, como a anterior), distribuindo-se nos feixes periféricos do internódio superior (Fig. 8, B).

j) Com raízes de 21 dias, a radioatividade foi muito intensa no local da gema (retirada, como as anteriores); no internódio inferior, a radioatividade foi maior que no superior e se distribuiu nos feixes periféricos, inclusive transversalmente (Fig. 8, C).

B₁ - Toletes de gemas e raízes de 25 dias de idade, a partir do plantio com uma raiz.

a) A autorradiografia da gema germinante foi muito débil, revelando, no entanto, que o P³² se translocou até ela (Fig. 9, A).

b) Na região nodal, a radioatividade foi tão débil que não impressionou o filme (Fig. 9, A).

c) Nas regiões súpero e inferonodal, também a radioatividade não impressionou o filme.

B₂ - Toletes de gemas de 25 dias de idade, a partir do plantio, com duas raízes.

a) A gema mostrou radioatividade aparente mais intensa do que no caso de uma raiz (Fig. 9, B).

b) A radioatividade, na gema, foi aparentemente mais intensa do que na região nodal respectiva (Fig. 9, B).

c) Nas regiões súpero e inferonodal, a radioatividade foi tão débil que não impressionou o filme.

B₃ - Toletes de gemas de 25 dias de idade, a partir do plantio, com 4 raízes.

a) As autorradiografias das gemas revelaram radioatividade aparente similar à dos toletes com duas raízes (Fig. 9, C).

b) As autorradiografias da região nodal mostraram radioatividade aparente mais intensa do que as anteriores (Fig. 9, C).

c) Nas regiões súpero e inferonodal, as radioatividades foram tão débeis que não produziram autorradiografias com resolução útil.

B₄ - Toletes com gemas de 25 dias de idade, a partir do plantio, com 8 raízes.

a) A autorradiografia da gema revelou intensa radioatividade aparente (Fig. 9, D).

b) A autorradiografia da região nodal respectiva mostrou radioatividade aparente tão intensa como na gema e mais intensa que a anterior (Fig. 9, D).

c) Nas regiões súpero e inferonodal, as radioatividades foram tão débeis que não produziram autorradiografias com resolução útil.

Fig. 6 - Autorradiografias de pares de raízes, com 6 horas de contacto com o filme. A - raízes de 7 dias; B - raízes de 14 dias; C - raízes de 21 dias (Original de R.A. Arévalo, 1981).

Fig. 7 - Autorradiografia de gemas germinantes, após 48 horas de contacto com o filme. A - 7 dias de germinação; B - 14 dias; C - 21 dias (Original de R.A. Arevalo, 1981).

Fig. 8 - Autorradiografias de fatias de toletes. A - Absorção de P^{32} por raízes de 7 dias de idade. Radioatividade insignificante na área da gema (G), distribuindo-se nos feixes periféricos e centrais dos internódios. B - Com raízes de 14 dias, radioatividade intensa no local da gema, e no internódio superior, distribuindo-se nos feixes periféricos. C - Com raízes de 21 dias, intensa radioatividade no local da gema, distribuindo-se pelos internódios superior e inferior, nos feixes periféricos (Original).

Fig. 9 - Autorradiografias de gemas e regiões nodais de 25 dias de germinação. A - 1 raiz; B - 2 raízes; C - 4 raízes; D - 8 raízes. Cada linha vertical separa a gema da sua região nodal respectiva. (Ver de indicação esquemática, na figura). (Original).

Tabela 1. Absorção de P^{32} por raízes de 7 dias de idade, de toletes de cana-de-açúcar, e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado.

Parte da planta	Rep.	Matéria seca (g)	cpm aliquota	cpm líquida aliquota material	cpm m. s. (g)	Absorção % da atividade fornecida
Raízes (duas)	1	0,010	30364	30306	6061200,000	17,76
Gema Germinante		0,040	372	314	15700,000	0,18
Internódio sup.		3,300	392	334	202,424	0,19
Nó		4,900	10735	10677	4357,958	6,25
Internódio inf.		3,300	865	807	489,090	0,47
Raízes (duas)	2	0,014	34976	34918	4988285,700	20,46
Gema Germinante		0,070	698	640	18285,714	0,37
Internódio sup.		4,625	105	47	20,215	0,02
Nó		5,410	7444	7386	2730,400	4,32
Internódio inf.		4,370	366	308	140,961	0,17
Raízes (duas)	3	0,014	39514	39514	5644857,100	23,16
Gema Germinante		0,020	366	308	38800,000	0,18
Internódio sup.		4,400	826	768	349,090	0,45
Nó		6,800	11543	11485	3377,941	6,73
Internódio inf.		3,940	2350	2292	1163,451	1,34
Raízes (duas)	4	0,014	34669	34611	4944428,500	20,28
Gema Germinante		0,050	90	32	1280,000	0,01
Internódio sup.		5,550	272	214	77,117	0,12
Nó		4,220	3437	3379	1601,421	1,98
Internódio inf.		4,920	510	452	183,739	0,26

Tabela 2. Absorção de P^{32} por raízes de 14 dias de idade de toletes de cana-de-açúcar e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado.

Parte da planta	Rep.	Matéria seca (g)	cpm		cpm líquida	cpm m.s. (g)	Absorção % da atividade fornecida
			alíquota	cpm	alíquota material		
Raízes (duas)	1	0,037	28454	28396	56792	1534918,900	27,70
		0,040	525	467	936	23400,000	0,35
		5,350	265	207	414	77,383	0,15
		5,570	3330	3272	6544	0,179	2,51
		4,770	376	318	636	133,333	0,24
Raízes (duas)	2	0,033	27427	27369	54738	1658727,200	21,01
		0,230	1213	1155	2310	1004,347	0,88
		5,470	581	523	1046	191,224	0,40
		6,410	3996	3938	7976	1558,135	3,06
		4,780	803	745	1490	331,715	0,57
Raízes (duas)	3	0,025	18204	18146	36292	1451680,000	13,93
		0,240	1039	981	1962	8175,000	0,75
		2,870	147	89	178	62,020	0,06
		3,640	5673	5615	11230	3085,164	4,31
		3,640	525	467	934	256,593	0,35
Raízes (duas)	4	0,055	56405	56347	112694	2048981,800	43,26
		0,210	1087	1029	2058	9800,000	0,79
		4,730	840	782	1564	330,655	0,60
		6,040	8295	8237	16474	2727,483	6,32
		5,140	2471	2413	4826	938,910	1,85

Tabela 3. Absorção de P^{32} por raízes de 21 dias de idade, de tolete de cana-de-açúcar, e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado.

Parte do tolete	Rep.	Matéria seca (g)	cpm bruto alíquota	cpm líquida		cpm m.s. (g)	Absorção % da atividade fornecida
				alíquota material			
Raízes (duas)	1	0,040	42303	42245	84490	2112250,000	44,71
Gema Germinante		0,270	2768	2710	5420	20074,074	2,86
Internódio sup.		4,900	1994	1936	3872	790,204	2,04
Nó		5,270	8807	8749	17498	3320,303	9,26
Internódio inf.		4,950	1896	1836	3672	741,818	1,94
Raízes (duas)	2	0,030	30642	30584	61168	2038933,300	32,27
Gema Germinante		0,450	4375	4317	8634	19186,666	4,56
Internódio sup.		4,720	858	800	1600	338,983	0,84
Nó		4,310	9438	9380	18760	4352,668	9,92
Internódio inf.		5,150	3143	3085	6170	1198,058	3,26
Raízes (duas)	3	0,030	20163	20105	40210	134033,300	21,28
Gema Germinante		0,730	2123	2065	4130	5657,534	2,18
Internódio sup.		5,360	124	66	132	24,626	0,06
Nó		6,250	2479	2421	4842	0,160	2,56
Internódio inf.		6,210	268	210	420	67,632	0,22
Raízes (duas)	4	0,010	27269	27211	54422	5442000,000	28,80
Gema Germinante		0,080	1269	1202	2404	30050,000	1,27
Internódio sup.		4,350	808	750	1500	0,229	0,79
Nó		3,870	4741	4683	9366	2420,155	4,95
Internódio inf.		3,780	1449	1391	2782	735,978	1,47

Tabela 4. Médias de absorção de P^{32} por raízes de 7, 14 e 21 dias de idade e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado (*).

Dias	Parte do tolete	Matéria seca	cpm bruta alíquota	cpm líquida		cpm m.s. (g).	absorção % da atividade fornecida
				alíquota	material		
7	Raízes (duas)	0,013	34880,75	34837,25	69674,50	5409692,825	20,41
	Gema Germinante	0,045	381,50	323,50	647,00	18516,428	0,18
	Internódio sup.	4,468	398,75	340,75	681,50	162,211	0,19
	Nó	5,332	8289,75	8231,75	16463,50	2791,930	4,82
	Internódio inf.	4,132	1022,75	964,75	1929,50	494,310	0,56
14	Raízes (duas)	0,037	32622,50	32564,50	65129,00	1673576,975	26,47
	Gema Germinante	0,180	966,00	908,00	1816,50	10594,836	0,69
	Internódio sup.	4,605	458,25	348,50	800,50	165,320	0,30
	Nó	5,415	5323,50	5265,50	10556,00	1842,740	4,05
	Internódio inf.	4,582	1043,75	985,75	1971,50	415,137	0,75
21	Raízes (duas)	0,027	30094,25	30036,25	60072,50	2431804,150	31,76
	Gema germinante	0,383	2633,75	2573,50	5147,00	18742,068	2,71
	Internódio sup.	4,832	946,00	888,00	1776,00	288,510	0,93
	Nó	4,925	6366,25	6308,25	12616,50	2523,321	6,67
	Internódio inf.	5,022	6756,00	1630,50	3261,00	685,871	1,72

(*) Média de 4 repetições.

Tabela 5. Absorção de P^{32} em função do número de raízes de toletes de cana-de-açúcar, e sua distribuição nas diferentes partes do tolete germinado.

Nº DE RAÍZES	REP.	RAIZ		GEMA GERMINANTE		INTERNÓDIO SUP.		NÓ		INTERNÓDIO INF.		TOTAL	
		(g)	cpm	(g)	cpm	(g)	cpm	(g)	cpm	(g)	cpm	(g)	cpm
1	1	0,006	117338	0,110	5132	5,740	4568	6,020	29860	6,110	2616	17,996	159514
	2	0,040	31930	0,740	652	4,530	192	5,350	484	4,120	186	14,780	33444
	3	0,011	62168	0,200	2998	5,060	736	6,240	10266	5,090	1400	16,601	77568
	4	0,005	11666	0,100	226	5,840	774	5,720	1034	6,420	279	18,085	13979
	$\bar{x}$	0,015	55774,5	0,287	2252,0	5,117	1367,5	5,832	10411,0	5,435	1120,2	16,865	71126,25
2	1	0,001	16606	0,120	832	4,120	602	5,600	5434	5,360	1136	15,201	24610
	2	0,014	183716	0,130	13218	3,640	3280	4,650	41032	4,040	6298	12,474	247544
	3	0,005	42200	0,450	5398	3,850	6774	3,990	8764	3,690	1808	11,985	64944
	4	0,012	10387	0,060	225	4,820	227	4,530	1099	4,630	300	14,052	12288
	$\bar{x}$	0,008	63227,2	0,190	4918,2	4,107	2720,7	4,696	14082,2	4,430	23861,5	13,428	87346,50
4	1	0,018	96200	0,250	8706	5,550	1682	4,730	30668	4,500	2798	15,048	140054
	2	0,019	131028	0,110	14338	5,330	2608	4,830	15460	4,320	2526	14,609	165960
	3	0,030	68884	3,500	2504	5,370	1734	8,700	4672	4,780	1794	22,380	79588
	4	0,017	19624	0,130	337	6,550	1116	5,500	3675	4,770	1123	16,967	25875
	$\bar{x}$	0,021	54908,0	0,997	6471,2	5,700	1785,0	5,940	13618,2	4,592	2060,2	17,251	102869,25
8	1	0,033	107638	0,360	11156	5,130	2972	3,410	5396	4,520	1946	13,453	129108
	2	0,056	113390	0,140	1792	6,100	944	5,870	12478	6,610	4894	18,736	133498
	3	0,026	73260	0,140	3414	4,670	826	3,960	15130	4,210	3428	13,006	96058
	4	0,050	45240	0,120	942	7,840	1078	7,020	10073	5,200	1992	20,230	59325
	$\bar{x}$	0,041	34882,0	0,190	4326,0	5,935	1455,0	5,065	10769,2	5,135	3065,0	16,356	104497,25

Tabela 6. Percentagem do P³² fornecido, encontrado em diferentes partes do tolete germinado

TRATAMENTOS nº de raízes	REP.	RAÍZES	GEMA GERMINANTE	INTERNÓDIO SUPERIOR	Nº	INTERNÓDIO INFERIOR	% TOTAL
1	1	4,31	0,19	0,17	1,10	0,10	5,87
	2	1,17	0,02	0,01	0,02	0,01	1,23
	3	2,28	0,11	0,03	0,38	0,05	2,85
	4	0,85	0,01	0,05	0,07	0,02	1,00
Total		8,61	0,33	0,26	1,57	0,18	10,95
x		2,15	0,08	0,06	0,39	0,04	2,72
2	1	0,61	0,03	0,02	0,20	0,04	0,90
	2	6,73	0,49	0,12	1,51	0,23	9,08
	3	1,55	0,20	0,25	0,32	0,07	2,39
	4	0,76	0,01	0,02	0,08	0,02	0,89
Total		9,65	0,73	0,41	2,11	0,36	13,26
x		2,41	0,18	0,10	0,52	0,09	3,30
4	1	3,54	0,32	0,06	1,13	0,10	5,15
	2	4,82	0,53	0,10	0,57	0,09	6,11
	3	2,53	0,09	0,06	0,17	0,07	2,92
	4	1,44	0,02	0,08	0,27	0,08	1,89
Total		12,33	0,96	0,30	2,14	0,34	16,07
x		3,08	0,24	0,07	0,53	0,08	4,00
8	1	7,91	0,82	0,22	0,40	0,14	9,49
	2	8,33	0,13	0,07	0,92	0,36	9,81
	3	5,38	0,25	0,06	1,11	0,25	7,05
	4	3,32	0,06	0,07	0,74	0,14	4,33
Total		24,94	1,26	0,42	3,17	0,89	30,68
x		6,23	0,31	0,10	0,79	0,22	7,67

Tabela 7. p^{32} por g de matéria seca das diferentes partes do tolete germinado.

n° de Raízes	REP.	RAÍZES	GEMA GERMINANTE	INTERNÓDIO SUPERIOR	NÓ	INTERNÓDIO INFERIOR
1	1	19556333,333	46654,545	795,819	4960,133	428,151
	2	798250,000	881,081	42,384	90,467	45,146
	3	5651636,364	14990,000	145,455	1645,192	275,049
	4	2333200,000	2260,000	132,534	180,769	43,457
Total		28339419,697	64785,626	1116,192	6876,561	791,803
$\bar{x}$		708485,424	16196,406	279,048	1719,140	197,950
2	1	1660600,000	6933,333	146,117	970,357	211,940
	2	13122571,000	101676,920	901,099	8824,086	1558,910
	3	8440000,000	11995,555	1759,481	2196,491	489,973
	4	865583,333	3750,000	57,468	242,604	64,794
Total		39034154,333	124355,828	2864,165	12233,538	2325,617
$\bar{x}$		9758538,583	31088,955	716,041	3058,384	581,404
4	1	5344444,400	34824,000	303,063	6483,721	621,778
	2	6896210,526	130345,450	489,306	3200,828	584,722
	3	2296133,333	715,428	322,905	537,011	375,314
	4	1154352,900	2592,307	170,381	668,181	235,429
Total		1515141,159	168477,175	1285,655	10889,741	1817,243
$\bar{x}$		3787785,289	42119,292	321,413	2722,435	454,310
8	1	3261757,576	30988,888	579,337	1582,405	430,531
	2	2024821,429	12800,000	154,754	2125,724	740,393
	3	2817692,308	24385,714	176,874	3820,707	814,252
	4	904800,000	7850,000	137,500	1434,900	383,076
Total		9009071,313	76024,602	848,465	8963,736	2368,252
$\bar{x}$		2252267,828	19006,153	212,116	2240,934	592,063

Tabela 8. Números de feixes abaixo (Xi) e acima (Yi) do nó + 10-Kuijper *

AMOSTRA	Abaixo Xi	Acima Yi	$\bar{X}$	$\bar{Y}$	d	d ²
1	43	38	5,38	4,75	0,63	0,3969
2	49	43	5,12	5,38	0,74	0,5476
3	47	35	5,88	4,38	1,50	2,2500
4	35	44	4,38	5,50	-1,12	1,2544
5	34	35	4,25	4,38	-0,13	0,0169
6	40	40	5,00	5,00	0,00	0,0000
7	44	38	5,50	4,75	0,75	0,5625
8	35	36	4,38	4,50	-0,12	0,0144
9	35	37	4,38	4,62	-0,24	0,0576
10	37	36	4,62	4,50	0,12	0,0144
11	42	39	5,25	4,88	0,37	0,1369
12	44	42	5,50	5,25	0,25	0,0625
13	31	49	3,88	6,12	-2,24	5,0176
14	46	46	5,75	5,75	0,00	0,0000
15	43	45	5,38	5,62	-0,24	0,0576
16	42	41	5,25	5,12	0,13	0,0169
17	43	45	5,38	5,62	-0,24	0,0576
18	46	50	5,75	6,25	-0,50	0,2500
19	37	42	4,62	5,25	-0,63	0,3969
20	48	47	6,00	5,88	0,12	0,0144
Totais	-	-	-	-	d = - 0,85	d ² = 11,1251

$$\bar{d} = \frac{- 0,85}{20} = - 0,0425$$

$$V(d) = \frac{d^2 - \frac{(d)^2}{20}}{19} = 0,5836$$

$$s(d) = 0,7640$$

$$t = \frac{\bar{a} - 0}{\frac{s(d)}{20}} = 0,2488$$

(*) O teste t, aplicado às diferenças das médias, não revelou diferença significativa, demonstrando que o número de feixes abaixo do nó não difere do número de feixes acima do nó.

4.2. Parte II - Arquitetura da rede vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar

4.2.1. Aspecto geral

O exame de um corte longitudinal na região nodal do colmo da cana-de-açúcar, depois de suficientemente celulolizado, evidencia uma intrincada arquitetura vascular (Figs. 10, 11, 12 e 17).

O conjunto de todos os feixes, com suas ramificações entrelaçadas, forma uma espessa rede fibrovascular, arquiteturada em cilindro, cuja base inferior é plana, e a superior côncava, e cujos bordos estão na altura dos primórdios radiculares superiores. A base inferior desse cilindro localiza-se abaixo da inserção da bainha foliar.

Os traços gemares, que são ramificações plagiótropas dos feixes axótropos centrais, convergem para a gema, formando um conjunto aproximadamente cônico (Figs. 5, 10, 11).

Nesse complexo retículo fibrovascular, podem ser distinguidos os seguintes elementos:

a) feixes axótropos centrais, que podem ser ramificados (Fig. 12, CR; Fig. 13, CR) e não ramificados (Fig. 12, NR);

b) extremidades ramificadas de feixes centrais (Fig. 13, A, ERF), com ramificações terminais;

c) feixes axótropos periféricos, que são agregados em cordões fibrovasculares plurifasciculados, por suas espessas bainhas de esclerênquima. Cada um desses cordões fibrovasculares plurifasciculados contém de dois a mais feixes de estruturas variáveis (Fig. 12, CP; Fig. 13, CP; Figs. 14, 20 e 21). Os feixes dos cordões fibrovasculares individualizam-se, nas regiões da inserção da bainha, da gema e das raízes adventícias (primórdios radiculares), penetrando nesses órgãos (Fig. 12, RAF, RAG, PG, RAR; Fig. 14);

d) regiões de ramificações dos feixes axótropos centrais (Fig. 12, RO; Fig. 13);

e) ramificações axótrovas dos cordões fibrovasculares periféricos (Fig. 12, RFP; Fig. 13, TFP; Fig. 14). Estas ramificações são formadas por feixes que se destacam dos cordões e têm seu curso aproximadamente paralelo ao dos cordões. Estes feixes dirigem-se para a bainha foliar (traços foliares), para a gema (traços gemares periféricos), para a raiz (traços radiculares), ou continuam seu curso para o internódio seguinte (Fig. 12, TP, RFP, PG, RPE);

f) ramificações plagiótrovas dos cordões periféricos (Fig. 12, RAR, AN). Destes feixes, uns conectam os feixes dos cordões periféricos entre si e com os feixes axótrovas centrais, e outros são traços foliares ou radiculares.

4.2.2. Feixes periféricos

Os feixes periféricos, quando vistos em corte transversal do nó, caracterizam-se por não possuírem uma estrutura uniforme, podendo ter de um a vários vasos de metaxilema. Os de um único vaso de metaxilema não têm protoxilema nem floema. Os outros podem ter floema, e este é de secção mais ou menos triangular. O caráter mais conspícuo desses feixes é a enorme bainha de esclerênquima que os rodeia, agregando-os em cordões plurifasciculados. Os feixes periféricos não possuem a lacuna do protoxilema (Figs. 20 e 21).

Esses feixes já foram descritos, em secção transversal, por ARTSCHWAGER (1925). Eles apresentam configurações variadas, formando pequenos grupos unidos por fibras de esclerênquima. Esses pequenos grupos de feixes, rodeados de abundante esclerênquima, são os cordões fibrovasculares plurifasciculados periféricos, ou ramificações desses cordões (Fig. 12, RPE; Figs. 14 e 21).

Fig. 10. Região nodal do colmo de cana-de-açúcar, celulolizado, mostrando um aspecto geral da vascularização do sistema central e da gema .
X 3 (Foto R.A. Arévalo, 1981).

Fig. 11 - Aspecto da vascularização da região nodal do colmo da cana-de-açúcar. Notam-se feixes verticais do sistema central, ramificados e numerosos feixes transversais, de menor diâmetro, dirigindo-se da região central para a gema (esquerda) e para a raiz oposta (direita). Esse intrincado retículo forma a rede vascular nodal. (Foto R.A. Arêvalo, 1981).

Fig. 12 - Detalhe do aspecto geral da arquitetura vascular nodal do colmo da cana-de-açúcar. RAG - rami-
ficações de condução da gema; RAR - ramificações de condução da raiz; RAF - ramificações de
condução da folha; CR - feixes axótropos centrais ramificados; NR - feixes ortótropos centrais
não ramificados; FP - feixes ortótropos periféricos; RO - regiões da ramificação dos feixes
centrais; RPE - ramificações axótropas de cordões periféricos, que continuam seu trajeto para
o internódio; RCR - Traços centrais da gema; AB - linha pontilhada, indicativa do nível infe-
rior médio das ramificações vasculares. Todas as ramificações plagiotropas que estão corta-
das, e dirigidas para a esquerda, são de condução da gema. (Original).

Fig. 13 - Aspecto dos feixes centrais, cordões periféricos e traços foliares. CR - feixes centrais; CP - cordões periféricos; RAF - cicatriz foliar; TFP - traços foliares periféricos. A - Traço foliar lateral (TFL) que, originando-se como ramificação plagiótropa de um feixe central, dirige-se para a folha. B - Traço foliar terminal (TFT) que, originando-se na extremidade (ERF) de um feixe central, dirige-se para a folha. C - feixe central bifurcado. (Original)

Fig. 14 - Aspecto externo de um cordão fibrovascular periférico, celulosolado e isolado. As ramificações da direita são feixes que se dirigem para a gema, e as da esquerda, são de conexão com feixes centrais. (Original).

Fig. 15 - Tolete celulosolizado e colorido com safranina: A - cordões fibrovasculares periféricos, no internódio superior; B - meristema intercalar; C - região de radiciação, vendo-se as crateras dos primórdios radiculares e as ramificações dos cordões fibrovasculares que convergem para elas (Foto R.A. Arévalo, 1981).

Fig. 16 - Vascularização dos primórdios radiculares: A - cordões fibrovasculares que percorrem verticalmente a periferia do nó, passando por baixo dos primórdios; B - ramificações dos cordões, que convergem para os primórdios; C - crateras formadas pela celulolisação dos primórdios. Vêem-se esses cordões, através das crateras. (Original).

4.2.3. Cordões periféricos

Os feixes periféricos são reunidos em cordões fibrovasculares que percorrem longitudinalmente o colmo, atravessando os nós.

Esses cordões são constituídos de vários feixes agregados por suas bainhas esclerenquimáticas (Figs. 20 e 21). Eles produzem, na região nodal, ramificações axótropas, as quais podem ser constituídas de um feixe, ou de um cordão contendo dois ou mais feixes (Fig. 12, RFP, CP; Fig. 13, CP; Fig. 14, FP; Fig. 20, A, B; Fig. 22, CP).

Os traços foliares periféricos, os feixes periféricos da gema (traços gemares periféricos) e os feixes que abastecem as raízes (traços radiculares) são ramificações dos cordões periféricos (Fig. 12, RAF, PG, RAR; Fig. 14; Fig. 17, Fig. 22, CF).

Os cordões periféricos emitem ramificações plagiótropas, de conexão com os feixes centrais mais próximos (Fig. 12, AN; Fig. 22).

4.2.4. Vascularização dos primórdios radiculares

Os cordões fibrovasculares plurifasciculados atravessam verticalmente a região periférica nodal, dispondo-se, nessa região, em forma de paliçada (Fig. 15, A e Fig. 16, A). No material celulosado, nota-se que eles são perfeitamente individualizados, deixando espaços entre si. Esses espaços, no material fresco, são preenchidos por parênquimas.

Na região dos primórdios, em material celulosado, podem ser vistos os cordões, perfeitamente individualizados, através da cratera deixada pela celulose (Figs. 15, C; 16, C).

Dos cordões fibrovasculares, saem ramificações, contendo feixes que penetram nos primórdios, pelas suas regiões periféricas (Fig. 12, RAR; Fig. 15, C; Fig. 16, B).

Fig. 17 - Aspecto da região nodal, mostrando a conexão da raiz com o sistema periférico. A direita, a gema germinante. (Foto R.A. Areva - lo, 1981.).

Na região inferior do primórdio, as ramificações são curtas, porque se originam junto do círculo perimetral do primórdio. Nas regiões laterais, seu comprimento é aproximadamente igual à distância entre o cordão que lhe deu origem e a circunferência perimetral do primórdio. Nas regiões superiores ao primórdio, o comprimento das ramificações é variável, mas sempre maior do que o das laterais (Figs. 15 e 16).

Um mesmo cordão fibrovascular pode produzir várias ramificações que penetram no primórdio.

As ramificações, antes de entrarem no primórdio, podem se ramificar, e duas ou mais ramificações, procedentes de cordões diferentes, podem se agregar ou se anastomosar em cordões elementares (Fig. 16).

4.2.5. Feixes centrais

Os feixes centrais são todos os feixes axôtipos que, não localizados na periferia, atravessam a região nodal ou tem sua extremidade nessa região. Na região nodal, esses feixes podem ser ramificados ou não (Fig. 12, CR, NR; Fig. 13, ERF).

Os feixes centrais não ramificados atravessam a região nodal, passando de um internódio para o seguinte, sem se ramificar nem se conectar com outros.

Os feixes ramificados são os principais responsáveis pela formação da rede fibrovascular nodal. Eles possuem regiões de ramificação, situadas em várias alturas inclusive na sua extremidade (Fig. 12, RO; Figs. 13; 18, A). Dessas regiões, eles emitem ramificações plagiôtipas que se dirigem para a gema (traços gemares) e para a bainha foliar (traços foliares), e se conectam com outros feixes centrais e com os feixes dos cordões fibrovasculares periféricos (Fig. 12, CR; Figs. 13 e 22).

Das regiões de ramificações dos feixes centrais, partem quatro tipos de ramificações plagiôtipas:

- a) ramos que conectam os feixes centrais entre si (Fig. 12);
- b) ramos que conectam feixes centrais com cordões periféricos (Fig. 12, AN; Fig. 13, B; Fig. 22);
- c) traços gemares centrais, geralmente bifurcados e anastomosados (Fig. 12, RCR);
- d) traços foliares centrais, que se distinguem em dois tipos:

1 - Traços foliares terminais, que se originam na extremidade ramificada de um feixe central e se dirigem para a bainha foliar (Fig. 13, A, TFT);

2 - Traços foliares laterais, que se originam como ramificações plagiôtipas laterais de um feixe central, e se dirigem diretamente para a bainha foliar (Fig. 13, B, TFL).

Fig. 18 - Feixes centrais. A - Dois feixes ramificados, mostrando ramificações plagiotropas; B - feixe não ramificado. (Original)

A região mais inferior de ramificação dos feixes centrais (Fig. 12, AB) delimita o nível inferior médio da região nodal. Nessa área muitos feixes vindos do internódio inferior, bifurcam. Os dois ramos axótopos resultantes atravessam a região nodal, como feixes independentes (Fig. 18, C). A Fig. 18, A, mostra um aspecto dos feixes ramificados, e da Fig. 13, A, a extremidade ramificada de um feixe axótopo central dando origem a um traço foliar terminal.

4.2.6. Estruturas dos feixes centrais celulolisados

Os feixes centrais, tanto os ramificados como não ramificados, apresentam uma estrutura idêntica, quando vistos em corte transversal (Fig. 19, A). Estando o material celulolisado, o corte mostra apenas as partes lignificadas. Entretanto, pode-se notar que esses feixes são de estrutura normal, como a descrita por ARTSCHWAGER (1925).

Eles são feixes colaterais, com dois grandes vasos de metaxilema, lacuna do protoxilema, e floema bem desenvolvido (espaço vazio).

Na região limitante externa ao floema, as fibras são de paredes mais espessas, formando uma calota (Fig. 19, A,c).

Nos feixes plagiótopos, que são ramificações dos axótopos, a estrutura diverge da normal, e é muito variada. Os traços foliares centrais são também feixes plagiótopos. Em uma ramificação plagiótropa celulolisada, foi encontrada a estrutura da Fig. 19, B. Nesta estrutura, a área do floema é proporcionalmente bastante desenvolvida, e o metaxilema é reduzido a três pequenos vasos, como mostra a figura. Não tem protoxilema, nem a respectiva lacuna.

Fig. 19 - Estrutura dos feixes fibrovasculares centrais celulosos: A) Corte transversal de um feixe central. F - área do floema; M - metaxilema; L - lacuna do protoxilema, contendo fragmento de vaso espiralado; C - calota de esclerênquima de fibras de paredes espessas. B) Corte transversal de uma ramificação plagiótropa. De cima para baixo, notam-se, no meio da massa esclerenquimática: área do floema; dois pequeninos vasos de metaxilema; um pequeno vaso de maior diâmetro de metaxilema. (Original).

Fig. 20 - Corte transversal do nó. A - cordões periféricos. Os feixes mais externos são univasais. Os subjacentes têm floema, metaxilema e protoxilema, porém, não têm forma típica. B - Esquema de A, na parte indicada pela seta. Linhas hachuradas: esclerênquima. Linhas segmentadas: bainha parenquimática. X 30 (Fotomicrografia de R.A. Arévalo, 1981).

4.2.7. Estatística

No sentido de verificar se o número de feixes que atravessam, verticalmente, a região nodal, incluindo os feixes periféricos e os centrais, foi feita uma amostragem do número de feixes, abaixo e acima do nó (item 3.2.7).

A aplicação do teste t revelou não haver diferença significativa entre o número de feixes que entram e dos que saem da região nodal.

Fig. 21 - Corte transversal de um cordão periférico celulolizado, de 4 feixes. Notar: a) Na periferia, restos de paredes de células da bainha parenquimatosa; b) o feixe superior esquerdo tem floema e 2 vasos de metaxilema; o feixe inferior esquerdo tem floema, protoxilema tangencial e 2 vasos de metaxilema; os 2 feixes da direita tem apenas um vaso de metaxilema. São os feixes univasais que dão os traços radiculares. (Original).

5. DISCUSSÃO

PARTE I

O objetivo deste trabalho foi o de procurar descobrir as possíveis causas da tolerância que a cana-de-açúcar apresenta à ação fitotóxica dos herbicidas, nas primeiras quatro a seis semanas do seu desenvolvimento.

Para isso, foi formulada uma hipótese de trabalho, que poderia, ou não, ser confirmada (v. INTRODUÇÃO).

A confirmação, ou não, da hipótese de trabalho, foi subordinada a duas pesquisas, sendo a primeira para verificar se existe, ou não, conexão entre as raízes do tolete e a gema germinante; e a segunda, caso existissem essas conexões, para determiná-las anatomicamente (v. INTRODUÇÃO).

Os resultados da primeira pesquisa demonstraram que existem as referidas conexões anatômicas entre as raízes do tolete e a gema germinante, pois, o P^{32} absorvido, durante 24 horas, pelas raízes do tolete, translocou-se para a gema germinante.

A hipótese de trabalho não foi, pois, confirmada. Havendo conexões anatômicas entre as raízes do tolete e a gema germinante, tornou-se necessária a determinação dessas conexões.

Essa pesquisa, notoriamente, envolveria um acurado estudo da anatomia nodal do colmo da cana-de-açúcar. No entanto, a revisão da literatura revelou que a anatomia nodal da cana-de-açúcar era praticamente desconhecida.

Tornou-se, pois, indispensável a realização de um trabalho de pesquisa que esclarecesse a arquitetura vascular da região nodal do colmo da cana-de-açúcar, o que foi feito, usando de todos os métodos, processos e técnicas disponíveis, tais como os de difusão de corantes, os de microtécnica convencional, e o método celulolítico, este, usado pela primeira vez em estudos anatômicos da cana-de-açúcar (v. MATERIAIS E MÉTODOS).

5.1. Absorção do P^{32} pelas raízes do tolete da cana-de-açúcar e sua translocação para a gema germinante.

5.1.1. Translocação raiz-gema germinante, em função das idades das raízes

O P^{32} , absorvido pelas raízes do tolete, se translocou, em todos os casos experimentados, das raízes para a gema germinante (Tabelas 1 a 7 e Figs. 7, 8 e 9). Esse fato estabelece, definitivamente, a existência de conexão entre os sistemas vasculares das raízes com a gema germinante.

Com o aumento da idade das raízes, de 7 para 21 dias, a partir do plantio, aumentou, também, a quantidade de radioatividade detectada na gema germinante (Tabelas 1, 2, 3 e 4).

Este fato se deve, evidentemente, a duas causas:

a) ao aumento da superfície de absorção radicular, em virtude do crescimento das raízes;

b) à translocação, pelas raízes adultas, com maiores quantidades de tecidos de condução funcionais.

5.1.2. Quantidade de P^{32} nas raízes, em função das suas idades.

Tomando em consideração as distintas partes do tolete (raiz, gema germinante, n $\hat{o}$, intern $\hat{o}$ dios superior e inferior), foram constatadas maiores contagens de radioatividades nas raízes do que nas outras partes estudadas (Tabelas 1 a 7). Isto pode ser atribuído às seguintes causas:

a) a solução de P^{32} penetrou no espaço livre aparente das raízes, distribuindo-se por todo o apoplasto, pelos espaços intercelulares e também no simplasto, antes de entrar no xilema.

b) Estando a raiz em crescimento, ela consome grandes quantidades de f $\hat{o}$ sforo, nos processos de multiplicação celular e de s $\hat{i}$ ntese de compostos fosforados (ATP, fosfolip $\hat{i}$ dios, aç $\hat{u}$ cares fosforilados e outros).

O P^{32} assim assimilado, nos processos do metabolismo, incorpora-se na própria raiz, não sendo translocado para a gema. Daí a razão da maior atividade nas raízes do que nas demais partes do tolete.

5.1.3. Translocação do P^{32} para as demais partes do tolete, em função das idades das raízes.

Houve uma tendência decrescente, de radioatividade, respectivamente, das raízes para o n $\hat{o}$, o intern $\hat{o}$ dio inferior e o intern $\hat{o}$ dio superior, para as três idades das raízes (Tabelas 1 a 4).

A presença de maior radioatividade no intern $\hat{o}$ dio inferior do que no superior (Tabelas 1 a 4) não poderia ser explicado sem o conhecimento da estrutura nodal.

Como, neste trabalho, essa estrutura foi determinada, pode-se interpretar a maior radioatividade no intern $\hat{o}$ dio inferior, da seguinte maneira:

As raízes absorventes, situadas em nível inferior ao da gema (Fig. 2), estão diretamente ligadas aos cordões vasculares periféricos que, vindos do internódio inferior, atravessam o nó. De modo que o material que passa da raiz para os feixes periféricos, entra nestes em local muito mais próximo do internódio inferior do que do superior.

Assim, uma pequena parte desse material desce para o internódio inferior, enquanto a maior parte sobe para a gema.

Forma-se, ao longo dos feixes periféricos, da raiz à gema, um forte gradiente de concentração de P^{32} , que aumenta com a idade da gema germinante e das raízes absorventes.

O fluxo desse gradiente ocorre nos feixes periféricos, ao longo do nó, entre a raiz e a gema. Por isso, a intensidade da radioatividade é relativamente grande no nó, nos feixes que vão da raiz para a gema.

No internódio superior, a radioatividade é menor, porque a concentração do P^{32} nos feixes periféricos, na região acima da gema, é insuficiente para mudar a direção do gradiente do fluxo que entra na gema.

5.1.4. Translocação do P^{32} para a gema, em função do número de raízes

Uma tendência crescente de translocação do P^{32} para a gema, se verificou quando se aumentou o número de raízes absorventes de 1 para 4 raízes. Entretanto, quando o número de raízes foi aumentado para 8, as contagens de radioatividade na gema foram menores, contrariando a expectativa (Tabela 5). Os dados da Tabela 7 mostram idênticos resultados.

Essa diminuição, assim constatada, não encontrou uma explicação razoável. No entanto, o exame da Tabela 6 mostra que a porcentagem do P^{32} fornecido, encontrada na gema germinante, foi progressivamente aumentada, com o número de raízes (de 1 a 8 raízes).

Embora esses valores quantitativos do P^{32} translocados das raízes para a gema não sejam definitivamente concludentes, necessitando, para isso, de novas pesquisas, é evidente uma tendência de aumento da absorção e da translocação de quantidades de P^{32} para a gema, quando aumenta o número de raízes absorventes.

5.2. Autorradiografias

O método autorradiográfico, neste trabalho, foi usado apenas como complemento das pesquisas já discutidas, não tendo sido usados processos rigorosos de quantificação das intensidades radioativas nas autorradiografias. Essa quantificação já havia sido feita pelo método de contagens, cujos resultados acabam de ser discutidos.

Como as autorradiografias foram feitas após 7 dias da absorção do P^{32} , em material conservado em refrigerador, elas não deveriam mostrar intensidades radioativas coincidentes com as contagens. Isto, pelas seguintes razões:

a) A meia vida do P^{32} é de 14,3 dias. Uma autorradiografia, feita 7 dias após o final da absorção, daria imagens do P^{32} com cerca de 50% de desintegração. E houve autorradiografias cuja exposição foi de 10 dias, como é o caso da Fig. 8.

b) Durante o período em que o material fresco foi conservado no refrigerador, a mais de 5°C, a difusão do P^{32} absorvido continuou, embora lenta, no sistema vascular do tolete. Determinações que fossem feitas por métodos quantitativos, nessas autorradiografias, dariam, consequentemente, resultados discordantes dos anteriores.

O objetivo principal das autorradiografias era o de complementar visualmente a translocação do P^{32} das raízes do tolete para a gema germinante. E esse objetivo foi amplamente atingido.

As autorradiografias das raízes (Fig. 6) mostram que a intensidade de radiação aumentou com a idade das mesmas, o que era de se esperar, tanto pelo crescimento das raízes, que aumentaram sua capacidade de absorção, como pela incorporação do P^{32} nos processos fisiológicos do crescimento.

No caso das gemas (Fig. 7), a intensidade das autorradiografias também aumentou com a idade das raízes, embora as intensidades de radioatividade fossem menores do que nas raízes respectivas. Para a obtenção dessas imagens foi necessário um período de 48 horas de exposição.

As causas dessa variação são as mesmas já consideradas anteriormente (item 5.1.1.).

Na região nodal (Fig. 8, A), a radioatividade foi insignificante, no local da gema (G), para raízes de 7 dias de idade, o que se explica pelo fato de a maior quantidade de P^{32} ter permanecido nas raízes, incorporando-se nos seus processos metabólicos. A pequena quantidade que penetrou no colmo, se difundiu principalmente nos cordões periféricos e em alguns feixes centrais. E a gema ainda estava em estado incipiente de consumo de materiais.

A provável causa de difusão para cima e para baixo, seria a de que, ainda nesta idade, não se teria estabelecido um gradiente de concentrações entre raízes e gema, através do nó, difundindo-se o P^{32} , portanto, livremente.

Quando o tolete possuía raízes de 14 dias (Fig. 8, B) a radioatividade foi muito intensa no local da gema. Esta já havia iniciado seu desenvolvimento e absorvido intensamente o P^{32} . Como as raízes absorventes estavam do mesmo lado e ao mesmo nível da gema, deve ter se formado um gradiente de concentrações de P^{32} das raízes para a gema, através do nó.

A leve distribuição do P^{32} pelos feixes periféricos do internódio superior, diretamente ligados à gema (Fig. 12) pode ser explicada pelas variações ambientais, especialmente de temperatura, que afetam o ritmo constante do crescimento da gema, e do consumo de P^{32} , ao passo que afetam

menos a absorção e a translocação do P^{32} . Isso porque o crescimento e o consumo de P se devem essencialmente a processos metabólicos e a absorção e translocação do P são fenômenos essencialmente físicos e físico-químicos. Essas variações afetam também como consequência, a intensidade do gradiente de concentrações do P^{32} . Assim, diminuindo o ritmo de consumo do P^{32} na gema, e não diminuindo, proporcionalmente a absorção pelas raízes, haverá um afluxo de P^{32} para a gema, que não será consumido, difundindo-se pelos feixes periféricos.

O caso das raízes de 21 dias é semelhante (Fig. 8, C) e, provavelmente devido às mesmas causas, houve uma pequena difusão, nos feixes periféricos dos dois internódios, pois estas raízes, já adultas, promovem um maior afluxo de P^{32} para a gema.

É interessante observar, nestas autorradiografias, que os ocasionais excessos de P^{32} , não absorvidos pela gema distribuíram-se nos feixes periféricos, mas não nos centrais, tanto no nó como nos internódios. E a exposição dos filmes nestas autorradiografias foi de 10 dias.

Este fato indica que as conexões entre os feixes periféricos são muito mais numerosas do que entre esses feixes e os centrais (Fig. 12, AN).

Em relação ao número de raízes absorventes, de toletes de 25 dias de idade, as autorradiografias indicam aumentos progressivos das intensidades de radioatividade, com o aumento do número de raízes, tanto nas gemas como nas regiões nodais anexas (Fig. 9).

As aparências das autorradiografias indicam essa conclusão, que parece lógica, ao contrário dos resultados obtidos com o método das contagens de radioatividade (Ítem 5.1.4).

Este resultado, que seria de se esperar, provavelmente se deve a que, durante o tempo em que o material permaneceu conservado no refrigerador, completou-se a translocação do P^{32} para a gema, por difusão. A difusão, como se sabe é um fenômeno físico, que se realiza mesmo em temperaturas relativamente baixas, ao contrário dos fenômenos bioquímicos do metabolismo, que cessam a baixas temperaturas.

Embora a literatura sobre absorção e translocação de P^{32} seja abundantíssima, em relação a outras plantas, somente o trabalho de RESNIK et alii (1976) se relaciona com esta pesquisa.

Esses autores constataram que o P^{32} absorvido em um dos quadrantes do colmo, se distribuiu por todos os demais setores, mas não notaram se essa distribuição ocorrera na região periférica, como foi constatado nesta pesquisa, ou na região central.

A absorção do P^{32} , por eles observada, estava relacionada com as dimensões do sistema radicular absorvente e com o peso total das mesmas, o que concorda com os resultados deste trabalho.

Também concorda com esta pesquisa, a sua constatação de que o P^{32} se acumulou mais nos nós do que nos internódios.

Esses autores constataram maiores concentrações de P^{32} no internódio superior do que no inferior, em contraste com os resultados desta pesquisa.

Eles não explicaram as possíveis causas dessa constatação, mas esse fato poderia ser atribuído a que, na sua pesquisa, as raízes absorventes estariam em sua maioria, em posição superior à da inserção da gema, ligando-se, pois, à parte do sistema vascular periférico conectada com feixes que passam para o internódio superior.

Outra possibilidade seria a de que as duas pesquisas foram feitas em cultivares diferentes.

Os autores citados encontraram maior concentração de P^{32} no setor radial enraizado e na sua projeção ortóstica, para cima e para baixo, o que concorda com os resultados desta pesquisa e se explica porque a ortóstica dessas raízes abrange, tanto no nó como nos internódios superior e inferior, o mesmo sistema vascular periférico.

5.3. Tolerância da cana-de-açúcar à ação fitotóxica dos herbicidas aplicados em plásticos, no período inicial do seu desenvolvimento.

Os experimentos aqui relatados e discutidos, embora tenham mostrado resultados interessantes, não são suficientes para explicar as causas da tolerância da cana-de-açúcar aos herbicidas, nas primeiras 4 a 6 semanas do seu desenvolvimento, mas permitem algumas considerações úteis.

O P^{32} não é o material adequado para uma pesquisa dessa natureza, pelo fato de ele ser intensamente incorporado nas raízes novas, durante o seu crescimento. Essa incorporação, nas raízes em crescimento, impede a avaliação real do material que poderia ser absorvido e translocado à gema.

No caso dos herbicidas, estes defensivos não se incorporam às raízes, e todo o material absorvido é translocado à gema e às outras partes do tolete.

Esses herbicidas absorvidos são, em parte, metabolizados nos tecidos. Se a absorção é pequena, como no caso das raízes novas, grande parte do herbicida absorvido é normalmente metabolizado, não atingindo concentrações fitotóxicas.

Quando aumenta a absorção, pela idade, ou pelo número de raízes, a concentração do herbicida aumenta também, dentro da planta, até atingir o nível fitotóxico, porque o aumento da concentração do herbicida absorvido supera a sua degradação metabólica.

Entretanto, a comprovação ou não dessa hipótese depende da realização de novas pesquisas com herbicidas marcados.

6. CONCLUSÕES

PARTE I

1 - O P^{32} , absorvido pelas raízes do tolete, foi translocado para a gema germinante, dentro de 24 horas.

2 - Existem conexões anatômicas entre as raízes do tolete + 10-Kuijper e a gema germinante.

3 - A quantidade de P^{32} , absorvido pelas raízes do tolete e translocada para a gema germinante, aumentou com a idade das raízes.

4 - A quantidade do P^{32} , absorvido pelas raízes do tolete, e translocado para a gema germinante, aumentou com o número de raízes absorventes.

5 - Houve uma tendência crescente, de distribuição das concentrações do P^{32} nas diversas partes do tolete, expressa na seguinte relação:

Raízes > gema germinante > nó > internódio

7. DISCUSSÃO

PARTE II

O objetivo inicial desta pesquisa era determinar as vias anatômicas de translocação do P^{32} , das raízes para a gema.

A revisão bibliográfica mostrou, entretanto, que a estrutura nodal do colmo da cana-de-açúcar era praticamente desconhecida. Tornou-se, então, indispensável resolver esse problema, o que foi feito por meio do método celulolítico, subsidiado pelos métodos convencionais.

O método microbiocelulolítico, usado nesta pesquisa, foi inspirado nos trabalhos de REEVES (1946, 1950). Este autor achou, nos terrenos cultivados do campus da "College Station", Texas, uma espiga de milho totalmente celulolisada por apodrecimento natural. Toda a sua rede fibrovascular estava intacta e em excelentes condições de estudo. Essa espiga foi guardada em refrigerador, em ambiente úmido. De cada vez que o autor desejava estudar a vascularização de espigas de milho, ele retirava um pedaço da celulolisada e preparava, com ele, uma suspensão aquosa, que inoculava no material fresco. Obteve, assim, ótimos resultados.

Como não havia referências bibliográficas a respeito de celululise microbiana em cana-de-açúcar, foi necessária a realização de experimentos preliminares, a partir de restos apodrecidos de bagaço, colhidos em solos de cultura.

Esses experimentos foram feitos com base nas orientações de alguns autores (AARONSON, 1970; ALEXANDER, 1961; PRAMER e SCHMIDT, 1965) , com a supervisão dos Profs. Drs. Elke J.B.N. Cardoso e P.N. Camargo, tendo conduzido a elaboração do método utilizado, após várias modificações. Por exemplo, o NaCl deu melhores resultados que o KCl. A adição de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ granulado (1 g/12 g cana fresca) acelerou e melhorou a celulolise. A adição de micronutrientes evitou a paralisação da celulolise após 15 dias, como ocorria sempre.

Antes de entrar na discussão da vascularização da região nodal, convém fazer uma descrição da sua organização arquitetônica, de acordo com os resultados obtidos nesta pesquisa.

7.1. Arquitetura da rede fibrovascular nodal

Os resultados desta pesquisa (ítem 4.2) mostraram que a arquitetura da rede fibrovascular nodal é formada de uma urdidura de feixes axótipos (feixes cujo curso segue a direção do eixo principal do colmo) entretecidos ou enredados por uma trama de ramificações plagiótropas.

Os feixes axótipos distribuem-se em dois sistemas fibrovasculares - sistema periférico (Fig. 12, CP) e sistema central (Fig. 12, CR, NR; Fig. 13, A, ERF; Fig. 13, B, CRL).

O conjunto de todas as ramificações plagiótropas forma uma intrincada rede, que é o plexo nodal.

7.1.1. Sistema periférico

O sistema periférico é constituído de cordões axótipos plurifasciculados (Fig. 12, CP; Figs. 17 e 20). Esses cordões produzem ramificações axótipas, dividindo-se em cordões de menor diâmetro (Fig. 12, RPE; Fig. 13, CP; Fig. 14; Fig. 21, CP), que passam para o internódio superior.

Em cortes transversais, essas ramificações dos cordões periféricos se apresentam como pequenos aglomerados de feixes (Figs. 17 e 20), na periferia da secção transversal do colmo, seja no nó como no internódio.

Esses cordões emitem ramificações para a bainha foliar (traços foliares periféricos, Fig. 12, RAF), para as raízes (traços radiculares, Fig. 12, RAR) e para a gema (traços gemares periféricos, Fig. 12, PG).

Os cordões periféricos emitem ramificações plagiótropas que se conectam com os feixes do sistema central (Fig. 12, AN; Fig. 22).

7.1.2. Sistema central

O sistema central é formado dos seguintes elementos:

- 1) Feixes axótipos não ramificados, que atravessam a região nodal, passando de um internódio a outro (Fig. 12, NR; Fig. 18, B) ;
- 2) feixes axótipos ramificados que, vindos do internódio inferior, ramificam-se a diversas alturas, na região nodal (Fig. 12, CR; Fig. 13), continuando seu curso para o internódio superior;
- 3) feixes axótipos que, vindos do internódio inferior, terminam seu curso na região nodal, ramificando-se na extremidade (Fig. 13, A);
- 4) feixes ramificados ou não, que são ramos axótipos de feixes bifurcados na base da rede nodal (Fig. 18, C).

Fig. 22 - Parte do sistema vascular, em um plano vertical radial. CP - cordões periféricos; FC - feixes centrais; CF - cicatriz foliar; AB - nível inferior médio das ramificações vasculares nodais; EN - vascularização do entre-nó. Notar: a) ramificações ortótropas dos cordões periféricos e dos feixes centrais; b) ramificações plagiótropas de anastomoses entre os feixes e os cordões; c) os traços foliares, que derivam dos cordões periféricos. (Original).

As ramificações plagiótropas desses feixes são dos seguintes tipos:

a) ramificações de conexão entre feixes centrais (Figs. 12, 13 e 22);

b) ramificações de conexão entre feixes centrais e cordões periféricos (Figs. 12, 13 e 22);

c) traços gemares centrais que, originando-se em um feixe axótopo, dirigem-se para a gema (Fig. 12, RCR);

d) traços foliares centrais, que são de dois tipos, quanto à sua origem topográfica:

d_1 - traços foliares terminais (Fig. 13, A);

d_2 - traços foliares laterais (Fig. 13, B).

7.1.3. Plexo nodal

O plexo nodal é a trama formada pelas ramificações plagiótropas dos dois sistemas fibrovasculares (Figs. 10, 11 e 12).

Ele é formado por uma intrincada rede de ramificações plagiótropas dos feixes axótopos, cuja conformação tridimensional é a de um cilindro cuja base inferior se situa ao nível das primeiras ramificações dos feixes centrais (alguns milímetros abaixo da cicatriz foliar); e a base superior tem a forma aproximadamente côncava, cujo nível perimetral se encontra à altura do nível superior da inserção da gema.

Os elementos componentes do plexo nodal são as ramificações descritas no item 7.1.2., a-d.

Uma imagem fantasiosa pode objetivar melhor essa arquitetura tridimensional do plexo nodal: a rede formada por todas as ramificações plagiótropas, exceto os traços gemares centrais, assemelha-se a um ninho de passarinho, de conformação actinomorfa; e a rede formada pelos traços gemares centrais, convergindo, conjuntamente para a gema, assemelha-se ao passarinho no interior do ninho, constituindo, pois, o único conjunto arquitetônico fibrovascular zigomorfo do plexo nodal.

7.1.4. Vascularização dos primórdios radiculares

A vascularização dos primórdios radiculares (Fig. 12, RAR ; Figs. 15 e 22) é constituída por ramificações dos feixes periféricos univasais, dos cordões.

Os feixes periféricos dos cordões são univasais (Fig. 16, A; Fig. 20; Fig. 21, FUP). Eles se ramificam, produzindo ramos que entram nos primórdios (Fig. 16, B). Essas ramificações univasais vão constituir os grandes vasos pontuados da raiz.

A raiz não tem conexão direta com o sistema central (item 4.2.4.).

7.1.5. Traços foliares

Traços foliares são ramificações dos feixes centrais ou periféricos, que se dirigem para a bainha foliar.

No plexo nodal, distinguem-se os seguintes traços foliares :

- a) Traços foliares terminais (Fig. 13, B, TFT);
- b) traços foliares laterais (Fig. 13, A, TFL);
- c) traços foliares periféricos (Fig. 12, RAF; Fig. 13, RAF).

Os tipos a e b pertencem ao sistema central, e vão formar os grandes feixes da bainha. O tipo c pertence ao sistema periférico (item 4.2.5). São univasais e vão formar os pequeninos feixes periféricos localizados na massa esclerenquimática abaxial da bainha.

7.1.6. Traços gemares

O sistema de abastecimento da gema é constituído pelos traços gemares centrais e pelos traços gemares periféricos (Fig. 12, RCR, PG; Fig. 14).

Os traços gemares centrais, ao penetrarem na gema, vão constituir o sistema fibrovascular central da mesma e do colmo que dela se originar.

Os traços gemares periféricos, ao penetrarem na gema, vão constituir o seu sistema fibrovascular periférico, e o do colmo que dele se originar.

7.2. Interpretações dos autores

7.2.1. Cana-de-açúcar

Somente dois autores estudaram a anatomia vascular da cana-de-açúcar —ARTSCHWAGER (1925) e TANIMOTO (1964), ambos pelos métodos convencionais.

ARTSCHWAGER identificou os dois sistemas fibrovasculares encontrados nesta pesquisa e ressalta as dificuldades encontradas:

"O grande número de traços foliares que entram na folha, e a complexíssima estrutura nodal tornam impossível seguir o curso dos feixes vasculares, exceto na região meristemática do ápice do colmo."

"Outras complicações do curso dos feixes vasculares são encontradas no nó, em conexão com o suprimento das raízes e da gema axilar. Mas, enquanto que as conexões da raiz são derivadas da zona periférica de feixes, os numerosos traços que vão para a gema anastomosam-se com o sistema de feixes de toda a secção transversal do colmo."

"No ponto de inserção da bainha foliar, o nó é atravessado por traços longitudinais que descem da folha, penetram quase horizontalmente para o centro do colmo e então, descem perpendicularmente . (...) Estes são os grandes traços foliares."

"Além desses grandes traços foliares, existem numerosos pequenos, que estão em ângulo reto com o eixo do colmo. Eles frequentemente rodeiam os traços foliares verticais e frequentemente se fundem com eles."

"Os feixes são paralelos, exceto no nó, onde um número deles se ramifica ou se curva abruptamente e se encaminha para a periferia."

"Na região do nó, os grandes feixes, que vêm do internódio , perdem sua identidade. Eles parecem romper-se em pequenos feixes de várias configurações que, junto com os periféricos que já existiam no internódio, formam uma zona comparativamente larga, de pequenos grupos vasculares, os quais, como todos os feixes do nó, são rodeados por parênquima estrelado."

Apesar das dificuldades de interpretação das estruturas obtidas pelos métodos convencionais, ARTSCHWAGER conseguiu resultados razoáveis em suas pesquisas.

Assim, descobriu que "as conexões da raiz são derivadas da zona periférica de feixes" e que "os numerosos traços que vão para a gema anastomosam-se com o sistema de feixes de toda a secção transversal do colmo", fatos que foram confirmados nesta pesquisa.

Ele distingue "grandes traços foliares" (...) "que descem da folha, penetram quase horizontalmente para o centro do colmo, e então, descem perpendicularmente."

Esses "grandes traços foliares" acima descritos, são os traços foliares terminais, encontrados nesta pesquisa (ítems 7.1.2 e 7.1.5) .

Fig. 23 - Aspecto de um tolete cortado longitudinalmente, mostrando as curvaturas de alguns feixes, ao entrarem na região nodal (segundo ARTSCHWAGER, 1925, Plate 1).

Fig. 24 - Sistema de feixes vasculares rodeando a base de um primórdio radicular. A mancha branca, oval, indica a base do primórdio. Acima, do lado direito, há outro primórdio. Antes de entrar no primórdio, os feixes mostram muitas anastomoses (De Bremekamp, 1914, citado por DILLEWIJN, 1952).

7.3. Conceito de traço foliar

Há um evidente equívoco dos anatomistas em geral, relativo ao conceito de traço foliar, nas gramíneas. As dificuldades de interpretação das estruturas anatômicas da região nodal levaram os autores a confundir os traços foliares com os feixes axótopos centrais.

ARTSCHWAGER (op. cit.) diz que *"o nó é atravessado por traços longitudinais que descem da folha, penetram quase horizontalmente para o centro do colmo e então descem perpendicularmente."*

TANIMOTO (1964) dá outra interpretação ao curso dos feixes que entram na região nodal. Afirma que *"ao entrarem na região nodal, eles se curvam e se ramificam, produzindo um número de ramos igual ao número de feixes, e continuam, então, seu curso, para o próximo internódio. Os ramos, que permanecem no nó, vão para a bainha, ou para a gema não desenvolvida."*

ESAU (1959) cita a descrição de Sharman (1942), dos traços foliares de milho; *"Se se estudam os traços de uma determinada folha de Zea, nas sucessivas secções efetuadas desde o nó para baixo, comprova-se que, dentro do nó, os feixes grandes se desviam para o interior, enquanto os pequenos permanecem na periferia (...). Com ligeiras alterações em suas posições, os traços se estendem para baixo, através de um ou mais internódios."*

PERCIVAL (1921), descrevendo a anatomia de *Triticum*, diz: *"Por baixo da união da bainha foliar com o colmo, os traços foliares menores se prolongam pela parte periférica do eixo; os maiores formam parte dos cordões do cilindro interno, (...). Em consequência, (...) os traços foliares grandes e os referidos feixes do internódio formam juntos uma espécie de cilindro interno, no qual cerca da metade dos feixes são traços foliares da folha imediata superior e a outra metade feixes do internódio situado por cima da inserção desta mesma folha. Os feixes periféricos são, em sua maior parte, traços foliares da folha imediatamente superior."*

BUGNON (1920) sugeriu "que os traços foliares, tendo descido pelo eixo, aproximam-se lateralmente e se fundem com outros traços da mesma idade, ou inclinam-se bruscamente para o próximo nível nodal, e daí orientam a formação do plexo."

HITCH e SHARMAN (1971), estudando a anatomia de diversas gramíneas festucoideas, criticam Bugnon (op. cit.): "Nós nunca vimos traços que se curvem abruptamente e sigam horizontalmente, para dentro da região nodal. Todos os cordões que descem terminam por se unir com outros, formando cordões que se bifurcam, ou que ligam um feixe com outro. (...). Todos os traços foliares, que percorrem verticalmente o colmo, são conecta-dos transversalmente."

KUMAZAWA (1961) diz que, em *Zea mays*, "além dos traços foliares que percorrem longitudinalmente a região central do colmo, o milho possui dois sistemas de feixes vasculares (...)."

Como se vê, os autores, quase unanimemente, consideram os feixes axótipos como sendo traços foliares, o que, na realidade, não é correto.

Nas dicotiledôneas, o traço foliar é a parte de um feixe que, deslocando-se do cilindro vascular, desvia-se para a folha, mantendo a sua estrutura anatômica.

Na cana-de-açúcar, no sistema periférico, ocorre fenômeno semelhante. Este sistema, como foi verificado nesta pesquisa, é constituído de cordões plurifasciculados. Para se formar um traço foliar periférico, um dos feixes desloca-se do cordão e desvia-se para a bainha foliar. O traço foliar periférico é, portanto, a parte desse feixe que se inicia no local do deslocamento e termina na inserção da bainha foliar. Ele pode ser, também, uma ramificação de um feixe axótropo de um cordão periférico.

Nas demais gramíneas, ocorre a mesma organização, como se depreende das descrições dos autores acima citados, que se referem a estes traços como "*traços menores*" (ARTSCHWAGER, PERCIVAL), ou "*traços pequenos*" (ESAU). Estes são os traços foliares periféricos.

Em relação aos "grandes traços" (ARTSCHWAGER, ESAU), ou "traços maiores" (PERCIVAL), o conceito é o mesmo, embora a organização seja outra.

Na realidade, não existem feixes que se curvam, penetrando na bainha foliar, como afirmam os autores (BUGNON, ARTSCHWAGER, SHARMAN, PERCIVAL). Esse equívoco foi que levou os autores a considerarem todos os feixes axótipos como traços foliares.

O traço foliar, conforme o conceito fundamental, é uma ramificação de um feixe do sistema central, que se dirige para a bainha foliar. Dos autores citados, apenas TANIMOTO considera corretamente os traços foliares como ramificações dos feixes.

Os feixes do sistema central têm sua estrutura uniforme e bem definida, ao passo que as suas ramificações (terminais ou laterais), que se dirigem para a bainha foliar, apresentam diâmetros muito menores e estruturas anatômicas diversas, sempre com menor número e tamanho de elementos vasculares. O próprio ARTSCHWAGER (op. cit.) descreve essas discrepantes diferenças:

"Em sua extensão horizontal, os traços foliares desviam-se da estrutura normal. Este desvio é mostrado primeiro na disposição do xilema e do floema, que, em vez de serem distintamente colaterais, aproximam-se do tipo anfigasal. Nota-se, à primeira vista, que os grandes vasos pontuados faltam e, em lugar deles, existe uma abundância de elementos de pequeno diâmetro, com articulações curtas e espessamentos secundários, na forma de espirais muito juntas."

A fig. 19 mostra as estruturas de um feixe central e de uma ramificação plagiótropa, que pode ser um traço foliar, ambas celulosas. Elas correspondem às descrições acima, de ARTSCHWAGER.

Os grandes vasos pontuados, do metaxilema, faltam, "na extensão horizontal", justamente porque esses vasos são elementos da estrutura dos feixes axótipos e não, dos traços foliares. Isso porque estes são ramificações daqueles feixes, e não, os próprios feixes, após uma curvatura.

Esse equívoco dos autores se deve, muito provavelmente, ao fato de terem eles interpretado os traços foliares terminais (Fig. 13, B) como sendo resultantes da curvatura dos feixes axótropos que terminam na região nodal. Talvez essa interpretação tenha sido influenciada por BUGNON (op. cit.).

Na realidade, os feixes centrais, que terminam na região nodal, emitem, da sua extremidade, várias ramificações que se conectam com outros feixes centrais. Uma ou mais dessas ramificações conecta-se diretamente com a bainha foliar. Esta é o traço foliar terminal (Fig. 13, B).

O traço foliar lateral (Fig. 13, A) é mais uma evidência de que os traços foliares são ramificações dos feixes, e não os próprios feixes. Não há, pois, traços foliares "*percorrendo vários internódios*", como interpretaram alguns autores (ARTSCHWAGER, SHARMAN, PERCIVAL).

Outra evidência de que os traços foliares centrais não são feixes que se curvam para a bainha foliar, é a constatação de KUMAZAWA (op. cit.), de que todos os feixes plagiótropos da região nodal se formam a partir de um promeristema especial, desenvolvido após a formação inicial dos feixes verticais, isto é, quando estes já possuem um protoxilema maduro (v. item 2.2). Este autor diz o seguinte: "*A iniciação dos cordões procambiais que deverão se desenvolver na rede nodal, ocorre no estágio em que os elementos do protoxilema dos feixes verticais situados no centro do colmo já amadureceram.*"

Evidentemente, pois, os feixes axótropos centrais e os feixes plagiótropos têm origens geneticamente, morfológicamente, cronologicamente e fisiologicamente diferentes.

Geneticamente, eles são diferentes, porque os feixes axótropos originam-se dos tecidos provasculares do ápice vegetativo, ao passo que os feixes plagiótropos, inclusive os traços foliares, originam-se de um outro promeristema, que se torna funcional na região nodal. Esta origem genética determina, também, uma diferença topográfica: os feixes originam-se no ápice vegetativo e os traços foliares e outros feixes plagiótropos na região nodal.

Morfológicamente, eles são diferentes, porque os feixes axótropos têm uma estrutura perfeitamente bem definida e uniforme, mesmo na região nodal, ao passo que os traços foliares têm estruturas variáveis e não apresentam os grandes vasos pontuados de metaxilema.

Cronologicamente, eles são diferentes, pois os traços foliares e outras ramificações plagiótropas somente se formam quando a idade dos feixes já está na maturidade.

Fisiologicamente eles são diferentes porque a função dos feixes axótropos é promover a translocação e a distribuição dos materiais minerais e orgânicos em todos os órgãos da planta, função essa desempenhada através das suas inúmeras ramificações e conexões. Os traços foliares, no entanto, têm a função exclusiva e, frequentemente transitória, de apenas translocar, e não distribuir, os materiais que vão da folha para os feixes axótropos e vice-versa. Quando cai uma folha, o traço foliar deixa de funcionar, mas os feixes axótropos centrais continuam funcionais.

QUER (1953) define o traço foliar (rastro foliar) como um feixe condutor que sai da folha e penetra no caule, mantendo-se isolado em uma extensão mais ou menos longa. Por esta definição, somente o trecho que vai da folha até a primeira ramificação, dentro do colmo, é o traço foliar (Fig. 13).

ESAU (op. cit.) cita a definição de Hanstein (1858), para traço foliar: "*Pode considerar-se que um traço se estende desde a base de uma folha até onde se reúne completamente com outra parte do sistema vascular do eixo.*" E, após considerações sobre trabalhos de inúmeros autores, ela conclui: "*Por conseguinte, a designação do sistema vascular do eixo como um sistema de traços foliares deve ser utilizada com precaução. (...).*"

A título de ilustração, já que o assunto está bem discutido, é interessante observar as Figs. 5 e 23, que mostram como os métodos convencionais de anatomia vegetal podem conduzir os observadores a interpretações errôneas.

7.4. Vascularização dos primórdios radiculares

Uma observação correta de TANIMOTO (op. cit.), é a de que "*parece não haver conexão direta dos feixes fibrovasculares entre a gema nodal e as raízes desenvolvidas na banda radicular.*" Realmente, não há essa conexão direta (Figs. 12 e 17).

A única referência à arquitetura da vascularização dos primórdios radiculares, encontrada na literatura é a de Bremekamp (1914), citado por DILLEWIJN (1952). Esse autor observou que "*os feixes vasculares, no colmo da cana-de-açúcar, antes de se dirigirem para os primórdios radiculares, ramificam-se, anastomosam-se e convergem para o centro do primórdio.*"

A interpretação de Bremekamp não é correta, porque os feixes que se dirigem para os primórdios são ramificações dos cordões periféricos os quais não terminam nessas ramificações, mas atravessam verticalmente a periferia, por baixo dos primórdios radiculares (Figs. 15, 17 e 24).

Outros autores (MORELAND e FLINT, 1942; DILLEWIJN, 1952; METCALFE, 1960) transcrevem e repetem as observações e afirmativas de ARTSCHWAGER (op. cit.) sobre a anatomia da cana-de-açúcar.

7.5. Outras gramíneas

Embora este trabalho trate exclusivamente da arquitetura nodal da cana-de-açúcar, é interessante lançar uma vista sobre as pesquisas já realizadas em outras gramíneas. Elas poderão trazer algum subsídio para observações comparativas. Já que diversas gramíneas estudadas mostram certas semelhanças estruturais com a cana-de-açúcar, um exame desses trabalhos seria, naturalmente, de valor elucidativo.

ESAU (1959, 1974) informa que a distribuição dos feixes fi -

brovasculares no parênquima fundamental de *Saccharum*, *Zea*, *Bambusa* e *Sorghum*, tem similaridades, mas não acrescenta detalhes, sendo presumível que essa conclusão seja oriunda de suas próprias observações.

7.5.1. Plexo nodal

BUGNON (op. cit.) estudou a anatomia da região nodal das gramíneas, tendo trabalhado com *Oryza sativa* L. e *Poa pratensis* L., nas quais procurou interpretar as estruturas fibrovasculares.

Ele cita as três hipóteses dos botânicos mais antigos, sobre a origem dos feixes transversais do nó do colmo das gramíneas. Essa origem era atribuída:

- 1º) a uma ramificação local dos feixes longitudinais;
- 2º) ao prolongamento ramificado de feixes de gemas axilares ou de raízes adventícias;
- 3º) a uma diferenciação independente da dos outros sistemas fasciculares.

A primeira hipótese, segundo relata BUGNON (op. cit.), era conhecida desde 1831, e citada por Unger (1840), este, por sua vez, citado por Mohl (1858), Schleiden (1861), Guillaud (1868), e Mangin (1882).

A segunda hipótese teve um contraditor em Mangin (op. cit.). Seus trabalhos concluíram pela negativa da origem dos feixes transversais a partir dos feixes de raízes adventícias.

Falkenberg (1876), citado por BUGNON (op. cit.), fazia derivar o plexo nodal das ramificações dos feixes das gemas. Mas, ainda, o próprio Mangin (op. cit.), e Strasburger (1891), apud BUGNON (op. cit.), observaram que pode existir o plexo nodal em nós desprovidos de gema.

A terceira hipótese era defendida por Mohl (op. cit.) e por

Guillaud (op. cit.). O primeiro autor admitia a existência de um meristema secundário independente, do qual derivariam os feixes transversais, e o segundo admitia a existência de um perimeristema, do qual derivariam aqueles feixes.

BUGNON (op. cit.), procurando esclarecer as dúvidas dessas três hipóteses, chegou à conclusão de que *"é por uma mudança brusca, de direção dos feixes longitudinais de traço foliar, no curso de sua diferenciação para baixo, que se formam, nos nós dos colmos das gramíneas, esses feixes transversais, sem relacionamento com as gemas axilares."*

KUMAZAWA (1961), estudando a anatomia de *Zea mays* L., denominou plexo nodal à rede de feixes horizontais do nó.

Ele verificou que os feixes verticais amadurecem primeiro na região central do nó, e esse amadurecimento prossegue para a periferia, em um mesmo nível transversal; e que a iniciação de cordões procambiais, que vão dar origem ao plexo nodal, ocorre, no tecido meristemático fundamental, no estágio em que os elementos do protoxilema dos feixes verticais do centro do colmo, já estão maduros. Neste estágio, os *"feixes subperiféricos compostos"* (cordões periféricos) já possuem floema maduro.

Este autor considera o plexo nodal independente dos feixes verticais, e afirma que as eventuais conexões, entre esses feixes e o plexo, são puramente acidentais.

KUMAZAWA (op. cit.) descobriu, pois, a origem dos feixes transversais, a partir de um promeristema especial, desenvolvido depois da formação inicial dos feixes verticais (fase de protoxilema). Constatou as conexões desses feixes com os verticais, mas não descobriu que essas eram conexões naturais, pelas quais esses feixes transversais iriam, ao amadurecerem, se transformar nas ramificações plagiótropas dos feixes axótropos. Como Moisés, viu a terra prometida, mas não chegou a conhecê-la.

É, realmente, admirável, e chega mesmo, a emocionar, o extraordinário espírito de investigação científica daqueles botânicos de há mais de 150 anos passados. Sem os recursos altamente sofisticados que existem hoje, elaboraram eles as três hipóteses que acabam de ser discuti-

das. A primeira delas está confirmada, nesta pesquisa. É profundamente lamentável que o nome do seu autor tenha desaparecido na escuridão dos tempos. A segunda mostrou-se errônea, mas a terceira foi confirmada pelas pesquisas de KUMAZAWA (op. cit.), não sendo, no entanto, corretamente interpretada pelo seu autor.

Os defensores da terceira hipótese, no século passado, Mohl (op. cit.) e Guillaud (op. cit.), estavam no caminho certo. A arquitetura nodal do colmo da cana-de-açúcar, evidenciada nesta pesquisa, confirma a terceira hipótese, coordenada com a primeira.

BUGNON (op. cit.), procurando esclarecer a origem dos feixes transversais da região nodal, não foi feliz, concluindo erroneamente, que os feixes se curvam bruscamente, ao entrarem no nó. Cinco anos depois, seu contemporâneo ARTSCHWAGER (1925) incorreu no mesmo equívoco, ao estudar a anatomia nodal da cana-de-açúcar.

Os autores posteriores a BUGNON (op. cit.) já têm uma idéia mais aproximada da estrutura nodal do colmo das gramíneas. HITCH e SHARMAN (1971) citam as palavras de Arber (1930), a qual disse o seguinte:

"O ponto de vista de que a presença de um plexo nodal é dependente das gemas axilares ou das raízes, não tem sentido. (...). E também não tem sentido o ponto de vista de que o plexo nodal é formado por feixes que se curvam para dentro do nó, simplesmente "por não poder encontrar espaço para seguir em frente, no seu curso (de BUGNON, op. cit.)."

"Os cordões horizontais formam conexões com os feixes principais que vão entrar na próxima folha, e também com os feixes menores, que vão permanecer no colmo, e suprir o próximo internódio."

Por essa citação, vê-se que Arber (op. cit.) já tinha uma visão mais esclarecida da estrutura nodal do colmo das gramíneas.

HITCH e SHARMAN (op. cit.) estudaram a arquitetura vascular de gramíneas festucoideas, com especial referência ao plexo nodal.

Embora a organização vascular das festucoideas seja diferen-

te daquela das panicoideas, a que pertence a cana-de-açúcar (ESAU, 1959 ; 1974) é interessante comentar aqui o modelo da estruturação do plexo nodal que esses autores conceberam para aquelas gramíneas (Fig. 25, N).

A idéia fundamental desses autores é a de que um traço foliar, saindo de uma folha, desce verticalmente, até encontrar-se com o traço da 3^a, situada na mesma ortóstica. Nesse ponto, o traço da folha inferior impede a continuação do curso do traço descendente. Por isso, este se bifurca em dois ramos descendentes. A este traço, os autores denominaram "traço obstruído", e ao da 3^a folha, "traço obstruente".

Essa interpretação, de que o feixe descendente não pôde prosseguir no seu curso por ter sido obstruído pelo da folha inferior e, por isso, bifurcou-se, é idêntico à de BUGNON (op. cit.). A única diferença é a de que este autor afirma que o traço foliar "curva-se bruscamente", ao encontrar um obstáculo. E a interpretação de BUGNON (op. cit.) já foi contestada, inclusive por HITCH e SHARMAN (op. cit.), quando dizem:

"Nós nunca vimos traços que se curvem abruptamente e sigam horizontalmente, para dentro da região nodal."

No entanto, o argumento da existência do obstáculo é o mesmo, tanto para BUGNON (op. cit.), que o usa para a curvatura do feixe, como para HITCH e SHARMAN (op. cit.) que o usam, para a bifurcação do traço foliar descendente.

Acrescentam, estes autores:

"Todos os cordões que descem, terminam por se unir com outros, formando cordões que se bifurcam, ou que ligam um feixe com outro."

Esta descrição, embora se trate de festucoideas e não de panicoideas, faz visualizar a estruturação dos feixes centrais ramificados da região nodal do colmo da cana-de-açúcar:

Os feixes que descem ramificam-se plagiotropicamente, cujas ramificações se bifurcam, várias vezes, ou se anastomosam com outros.

Fig. 25 - Modelo da arquitetura vascular nodal das festucoideas: conjunto dos sete principais feixes (em negro) de quatro primórdios foliares, incluindo os dois plexos mais novos, em vista interna do colmo "desenrolado". À direita, estão representados todos os feixes possíveis do plexo. No centro, algumas irregularidades encontradas. OD - traço obstruído; OG - traço obstruente. Feixes do plexo nodal: L - feixe em alça; B - feixe de ligação; An - anastomose da parte superior do plexo (HITCH e SHARMAN, 1971).

Os mesmos autores acrescentam:

"As panicoideas provavelmente possuem um plexo nodal da mesma natureza que as festucoideas. Se isto for verdade, entretanto, é improvável que esse plexo nodal se assemelhe ao descrito aqui, porque essas gramineas mostram um número de características notavelmente diferentes das festucoideas."

Esse raciocínio, de que um traço foliar "desce até encontrar o traço da 3ª folha da mesma ortóstica, sendo aí "obstruído" pelo traço da referida folha", além de ser artificial é contraditório, pois a diferenciação desses feixes é acrópeta e não basípeta.

O esquema proposto por HITCH e SHARMAN (op. cit.) para o plexo nodal das festucoideas não parece, pois, convincente (Fig. 25).

Na realidade, o plexo nodal do colmo da cana-de-açúcar nada se assemelha ao proposto por esses autores.

BELL (1976) estudou o sistema vascular de *Lolium multiflorum* Lam., graminea festucoidea, distinguindo, na sua região nodal, o plexo periférico e o plexo nodal. Diz ele:

"No plexo periférico, encontram-se feixes difusos, nas regiões externas às dos traços foliares. Estes, quando vêm da folha, atravessam a região do plexo periférico."

"A região dos feixes difusos não é clara. Eles são compostos de agregados de pequenos ramos de traços foliares. Eles incorporam porções de feixes nodais, internamente, e de raízes nodais, externamente."

Não é fácil comparar essa descrição da estrutura nodal de uma festucoidea com a encontrada nesta pesquisa, na cana-de-açúcar. Entretanto, admitindo, para efeito de discussão, que haja homologia entre "os feixes difusos" e o sistema periférico da cana-de-açúcar, podem-se fazer as seguintes considerações:

O que o autor descreve como "feixes difusos" do plexo perifé

rico, devem ser os feixes dos cordões periféricos. Esses feixes têm estruturas muito variáveis e não são distribuídos uniformemente, em secção transversal. Daí, provavelmente, a denominação de "feixes difusos" que lhes deu o autor.

A interpretação de que esses "feixes difusos" *"são compostos de agregados de pequenos ramos de traços foliares"*, e que eles *"incorporam porções de feixes nodais, internamente, e de raízes nodais, externamente"*, dá para perceber que ele está se referindo aos cordões plurifasciculados do sistema periférico.

O plexo periférico, de BELL (op. cit.), não seria, pois, nada mais que o conjunto das anastomoses do sistema de cordões periféricos entre si e com os demais feixes axótropos, adicionado das extremidades das outras ramificações plagiótropas dos demais feixes axótropos.

Quanto ao plexo nodal, BELL (op. cit.) não o discute nem o descreve, considerando que o mesmo já fora suficientemente estudado por HITCH e SHARMAN (op. cit.). -

7.6. Sistemas fibrovasculares

ARTSCHWAGER (op. cit.) identificou, na cana-de-açúcar, o sistema periférico e o sistema central.

Esses dois sistemas de ARTSCHWAGER correspondem exatamente aos identificados nesta pesquisa. Ele, entretanto, não conseguiu estabelecer a identidade individual dos elementos desses dois sistemas, nem as relações anatômicas e arquiteturais existentes entre eles.

KUMAZAWA (op. cit.) identificou em *Zea mays*, dois sistemas fibrovasculares, *"além dos traços foliares"*: o sistema externo, localizado na periferia do sistema vascular; e o "sistema interno", formado por "feixes compostos", situados na região subperiférica do sistema vascular. Ele

afirma que esses dois sistemas não são conectados entre si.

É bom lembrar que esse autor considera todos os feixes axó - tropos centrais, em *Zea*, como traços foliares. E que o conjunto desses "traços foliares" não faz parte dos dois sistemas por ele identificados .

Embora se trate de *Zea mays*, que pode apresentar semelhanças estruturais com a cana-de-açúcar (ESAU, op. cit.), convém fazer algumas considerações comparativas, com base nas descrições de KUMAZAWA.

Assim, o conjunto dos traços foliares, de KUMAZAWA, correspon - de exatamente ao sistema central de ARTSCHWAGER, e também ao sistema cen - tral identificado nesta pesquisa.

Os dois sistemas de KUMAZAWA correspondem ao sistema perifé - rico de ARTSCHWAGER e também ao sistema periférico aqui identificado, na cana-de-açúcar.

O sistema externo de KUMAZAWA corresponde exatamente aos fei - xes univasais mais externamente localizados nos cordões plurifasciculados do sistema periférico aqui descrito.

O sistema interno, que, segundo esse autor, é formado por "feixes compostos", corresponde ao conjunto dos feixes não univasais, de estrutura variada, dos cordões do sistema periférico, aqui identificado .

KUMAZAWA afirma que os dois sistemas por ele identificados não são conectados entre si, o que não foi verificado em cana-de-açúcar .

7.7. Número de feixes fibrovasculares que atravessam a região nodal

O teste t , aplicado às médias dos feixes que entram e dos que saem da região nodal, revelou não existir diferença significativa entre os números de feixes dos internódios inferior e superior, respectiva - mente (v. ítems 3.2.7 e 4.2.7).

ARTSCHWAGER (op. cit.) encontrou no internódio da var. "Luisiana Purple" ("Black Cheribon"), 1275 feixes.

TANIMOTO (op. cit.), em trabalho mais metuculoso, em 10 variedades, conclui que *"as contagens para diferentes secções transversais da var. H39-3633 estiveram na faixa de 932 a 1384, com a média de 1198; tomando os valores médios para as 10 variedades, as contagens variaram de 1105 a 1334, com uma média geral de 1219 (...)." "Por conseguinte, o número médio de feixes nos internódios da cana-de-açúcar parece ser o mesmo para as 10 variedades comerciais."*

Os dados desses autores permitem avaliar a ordem de grandeza do número de feixes que percorrem o colmo e dá uma idéia da extrema complexidade da rede fibrovascular nodal, formada por esses feixes e seus milhares de intrincadas ramificações plagiótropas.

As contagens de TANIMOTO revelam uma faixa muito ampla (932 a 1384) para a mesma variedade, atingindo, a diferença entre o menor e o maior número de feixes, um valor superior a 32% do valor maior.

TANIMOTO não especificou se a variação encontrada na var. H 39-3633 foi entre internódios sucessivos ou em medidas casualizadas. É provável que entre dois internódios sucessivos, a diferença seja muito pequena e, mesmo, insignificante, como ocorreu nas contagens feitas nos internódios vizinhos do nó + 10-Kuijper, aqui relatadas.

Considerando que centenas de feixes entram na região nodal e aí terminam, produzindo traços foliares terminais, é de se presumir que esses feixes são substituídos por ramificações axótropas daqueles que se bifurcam ao penetrarem na região nodal. Um dos ramos de cada uma dessas bifurcações passaria para o internódio seguinte, substituindo aqueles que terminam no nó. Daí, a uniformidade dos números de feixes abaixo e acima dos nós.

Os resultados de TANIMOTO e as contagens feitas neste trabalho apresentam aparentemente uma divergência que só poderá ser esclarecida por um estudo estatístico especial.

8. CONCLUSÃO

PARTE II

Na região nodal do colmo da cana-de-açúcar (Fig. 26), os feixes fibrovasculares se dispõem em dois sistemas axótropos - sistema periférico e sistema central - enredados por uma trama de feixes plagiótropos, denominada plexo nodal.

Os feixes do sistema periférico são agregados, por suas bainhas esclerenquimáticas, em cordões plurifasciculados, que se ramificam e se conectam entre si e com os do sistema central.

Os feixes do sistema central são isolados e se apresentam em quatro categorias:

- a) feixes não ramificados - atravessam a região nodal sem se ramificar;
- b) feixes ramificados - atravessam a região nodal, ramificando-se nela, a diversas alturas, produzindo ramos plagiótropos;
- c) topos de feixes axótropos que terminam na região nodal, com as extremidades ramificadas;
- d) feixes ramificados ou não, que são ramos axótropos de feixes bifurcados na base da rede nodal.

Fig. 26 - Esquema da Arquitetura Fibrovascular da Região Nodal do Colmo da Cana-de-Açúcar. Sistema Periférico: cordões axótipos plurifasciculados; traços foliares periféricos; traços gemares periféricos; traços radiculares. Sistema Central: feixes axótipos centrais ramificados; feixes axótipos centrais não ramificados. Plexo nodal: traços foliares centrais laterais e terminais; traços gemares centrais; conexões entre feixes centrais; conexões entre feixes periféricos e centrais. (Original).

O plexo nodal é uma intrincada trama formada pelos ramos plagiótropos dos feixes ortótropos dos dois sistemas, na qual se distinguem os seguintes elementos:

8.1. No sistema periférico

- A- Traços foliares periféricos, que vão constituir o xilema das pequenas nervuras da bainha;
- B- traços gemares periféricos, que vão constituir o sistema fibrovascular periférico da gema germinante;
- C- traços radiculares, que vão constituir o sistema dos grandes vasos pontuados da raiz nova;
- D- ramos de conexão entre feixes do mesmo sistema e entre feixes dos dois sistemas, e que também se ramificam.

8.2. No sistema central

- A- Traços foliares centrais, que vão constituir o xilema das grandes nervuras da bainha, e que são de dois tipos:
 - a) traços foliares laterais, originados de ramificações laterais dos feixes centrais;
 - b) traços foliares terminais, que se originam na extremidades ramificada do topo dos feixes axótropos que terminam na região nodal.

- B- traços gemares centrais, que vão constituir o sistema fibrovascular central da gema germinante;
- C- ramos de conexão entre feixes axótropos do mesmo sistema, e entre feixes plagiótropos, incluindo os traços gemares centrais.

Essa é a disposição arquitetônica do conjunto dos feixes fibrovasculares que atravessam e se distribuem na região nodal do colmo da cana-de-açúcar.

9. LITERATURA CITADA

- AARONSON, 1970. *Experimental Microbial Ecology*. London. Academic Press. 236 p.
- ALEXANDER, M. 1961. *Introduction to Soil Microbiology*. New York, John Wiley. 472 p.
- ARTSCHWAGER, E. 1925. *Anatomy of the vegetative organs of sugar cane*. Jour. Agric. Res. 30:197-221.
- ARTSCHWAGER, E. 1940. *Morphology of the vegetative organs of the sugar cane*. Jour. Agric. Res. 60:503-549.
- BELL, A.D. 1976. The vascular pattern of Italian ryegrass (*Lolium multiflorum* Lam.). 4. The peripheral plexus, and nodal root inserction Ann. Bot. 40:251-259.
- BUGNON, P. 1920. Origine des faisceaux liberoligneux transverses formant un locis aux noeuds des graminées. Acad. des Sci., Compt. Rend. 170: 671-674.
- CHAMBERLAIN, C.J. 1924. *Methods in Plant Histology*. 4th, ed. Chicago Press. 349 p.
- DILLEWIJN, C. van. 1952. *Botany of Sugarcane*. New York. Chronica Botanica Publications. 371 p.

- ESAU, K. 1959. *Anatomia Vegetal*. Traducción del Inglés por José P. Rosell. Barcelona. Omega, 729 p.
- ESAU, K. 1974. *Anatomia das Plantas com Sementes*. Tradução do Inglês por Berta L. Morretes. São Paulo, Edgard Blucher, 293 p.
- HITCH, P.A. and B.C. SHARMAN. 1971. The vascular pattern of festucoid grass axes with particular reference to nodal plexi. *Bot. Gaz.* 132: 38-56.
- KUMAZAWA, M. 1961. Studies on the vascular course in maize plant. *Phytomorphology* 2(1-2):128-139.
- METCALFE, C.R. 1960. Anatomy of the Monocotyledones. I. *Graminae*. Oxford. Clarendon Press. 731 p.
- MORELAND, C.F. and L.H. FLINT. 1942. The development of vascular connections in the leaf sheath of sugarcane. *Amer. J. Bot.* 29:361-362.
- PERCIVAL, J. 1921. *The Wheat Plant. A Monograph*. London. Duckworth. 463 p.
- PRAMER, D. and L. SCHMIDT, 1965. *Experimental Soil Microbiology*. Minnesota. Burgess Publishing. 107 p.
- QUER, P.F. 1953. *Diccionario de Botánica*. Barcelona. Labor. 1244 p.
- REEVES, R.G. 1946. Methods for studying the maize ear. *Bot. Gaz.* 107: 425.
- REEVES, R.G. 1950. Morphology of ear and tassel of maize. *Amer. J. Bot.* 37:697-704.
- RESNIK, M.; E.H. MARTINEZ; S.O. DE PALOMAR and E. ZEMAN. 1976. Absorción y translocación de fósforo en tallos defoliados de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). *Turrialba* 26:174-178.
- ROCHECOUSTE, E. 1967. *Weed Control in Sugar Cane. Research and Application*. Mauritius Sugar Industry Research Institute. Reduit Alard. 117 p.

SHARMAN, B.C. 1942. Development anatomy of the shoot of *Zea mays* L., Ann. Bot. 6:245-282.

TANIMOTO, T. 1964. Microtome-slice projections for histological examination of sugarcane. Hawaiian Planter Record. 57:119-132.