

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO  
INSTITUTO DE BIOLOGIA  
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA  
PARASITOLOGIA VETERINÁRIA

**CLAUDIA MARIA LEAL BEVILAQUA**

**1988**

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO  
INSTITUTO DE BIOLOGIA  
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA  
PARASITOLOGIA-VETERINÁRIA

ESTUDO MORFOLÓGICO E BIOMÉTRICO DAS LARVAS INFECTANTES  
DOS NEMATÓIDES (NEMATODA: STRONGYLIDAE)  
INTESTINAIS DE EQUINOS

**CLAUDIA MARIA LEAL BEVILAQUA**

SOB A ORIENTAÇÃO DA PROFESSORA:  
MARIA DE LURDES DE A. RODRIGUES

Tese submetida como requisito  
parcial para a obtenção do grau  
de Mestre em Medicina Veterinária  
- Parasitologia Veterinária

ITAGUAÍ, RIO DE JANEIRO

DEZEMBRO, 1988

**TÍTULO DA TESE**

ESTUDO MORFOLÓGICO E BIOMÉTRICO DAS LARVAS INFECTANTES  
DOS NEMATÓIDES (NEMATODA: STRONGYLIDAE)  
INTESTINAIS DE EQUINOS

**AUTOR**

CLAUDIA MARIA LEAL BEVILAQUA

**APROVADA EM: 28/12/1988**

Margarete Leal de Azevedo  
Prof.ª Claudia Maria Leal Bevilaqua  
Prof.ª Margarida L. de Rezende

*A meus pais, **Thiago** e **Carminho**,  
que me ensinaram o caminho.*

*A meu marido, **Jerôme**, que me a-  
companha e a nossa filha **Flo-  
ra** que conosco aprende a ca-  
minhar.*

*Dedico esse trabalho.*

*"You see things as they are but  
I dream things that never were"*

*Bernard Shaw*

## **AGRADECIMENTOS**

Agradecemos a todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para o desenvolvimento e conclusão deste trabalho, principalmente:

a Dra. MARIA DE LURDES DE A. RODRIGUES, professora adjunta do Curso de Pós-graduação em Medicina Veterinária, orientadora dessa tese, pelo incansável apoio, estímulo e amizade;

ao Dr. NICOLAU MAUÉS DA SERRA FREIRE, Coordenador do Curso de Pós-graduação em Medicina Veterinária, pelo apoio científico e inestimáveis conselhos;

ao Dr. PEDRO PAULO DE OLIVEIRA, professor assistente do Instituto de Tecnologia de Alimentos, pela elaboração de meios de cultura;

a Dra. ANA MARGARIDA DE REZENDE, professora adjunta do Curso de Parasitologia e ao Dr. MARINUS ADRIANUS SLEUTJES, professor adjunto no Instituto de Zootecnia pela tradução de textos;

a Dra. CLAUDETE MASSARD, pesquisadora da EMBRAPA, por

seus ensinamentos na área de imunoparasitologia;

ao Dr. MICHAEL R. HONER, pesquisador da EMBRAPA CNPq por seus ensinamentos e iniciação na parasitologia;

ao Dr. AUGUSTO WILWERTH DA CUNHA, pelo material coletado e gentilmente cedido;

aos bolsistas do CNPq NILBEA REGINA SILVA e MARCELO SCHETTINI, aos estagiários GÓRDIO CAVALCANTE MARINHO e LUCIANO ANTUNES BARROS pelo apoio nas necropsias e colheita de material;

aos funcionários do Curso de Pós-graduação, especialmente GILMAR MONTEIRO, WILSON MENDES, RAMINHO, IVAN e LEY.

ao Sr. GILMAR VITA pelo trabalho de datilografia.

ao Conselho Nacional do Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro através da aprovação do projeto "Estudo morfológico e biométrico das larvas de 1º e 3º estádios, de nematóides intestinais de equídeos, do Estado do Rio de Janeiro" (proc. nº 000402267/86).

a Polícia Militar do Estado do Rio de Janeiro pela doação dos animais utilizados no presente trabalho.

ao Dr. DARCI DE CRIGNIS, diretor da ELEBRA SISTEMA pela utilização dos computadores na confecção dos gráficos;

ao Dr. LUIS EDUARDO DE PAULA MACHADO, da Boavista- Itatiaia pelo apoio técnico.

ao Dr. JERÔME CHARDRONNET pela confecção dos gráficos.

## BIOGRAFIA

**Claudia Maria Leal Bevilaqua**, filha de Thiago Christiano Bevilaqua e Maria do Carmo Leal Bevilaqua, nascida na cidade do Rio de Janeiro, cursou a Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro onde, em 1971, licenciou-se professora de Filosofia.

Foi professora colaboradora na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, na cadeira de Estudos de Problemas Brasileiros no ano de 1978.

Graduou-se Médica Veterinária na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro em 1982. Foi bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico (CNPq), na modalidade de Iniciação Científica, de 1980 a 1982, tendo publicado trabalho científico como resultado desse estágio.

Iniciou o curso de Pós-Graduação em Medicina Veterinária em 1983, sendo bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).



## ÍNDICE

	Págs
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	3
3. MATERIAL E MÉTODOS	15
3.1. Material	15
3.1.1. Local	15
3.1.2. Animais	15
3.2. Métodos	16
3.2.1. Culturas mistas	16
3.2.2. Culturas puras em meio líquido com bacté- rias fecais	16
3.2.3. Culturas puras em fezes de coelho	
3.2.4. Estudo biométrico	17
3.2.5. Imobilização das larvas	18
3.2.6. Fotografias	19
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	20
4.1. Morfologia das larvas infectantes	20

4.2. Chave para identificação das larvas infectantes dos nematóides intestinais de eqüídeos	26
4.3. Análise dos dados biométricos	37
5. CONCLUSÕES	75
<b>6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	76

## ÍNDICE DE TABELAS

	Págs
TABELA 1. Dados biométricos das larvas infectantes de diferentes espécies de Ciatostomíneos, desenvolvidas em cultura pura por LUCKER	7
TABELA 2. Média e desvio padrão das larvas infectantes de <i>S. vulgaris</i> , <i>S. edentatus</i> , <i>T. tenuicollis</i> em cultura pura para o presente trabalho	38
TABELA 3. Comparação entre os dados biométricos das larvas infectantes de <i>S. vulgaris</i> , obtidos por diferentes autores em diferentes meios de cultura	39
TABELA 4. Comparação entre os dados biométricos das larvas infectantes de <i>S. edentatus</i> obtidos por diferentes autores em diferentes meios de cultura	41

TABELA 5. Comparação entre os dados biométricos das larvas infectantes de <i>S. equinus</i> obtidos por diferentes autores em diferentes meios de cultura	42
TABELA 6. Dados biométricos das larvas infectantes de <i>T. tenuicollis</i> e <i>Triodontophorus</i> spp. desenvolvidos em diferentes meios de cultura	46
TABELA 7. Média e desvio padrão de larvas infectantes obtidas em cultura mista para o presente trabalho	48
TABELA 8. Média obtida para dez larvas infectantes, desenvolvidas em culturas mista e pura, para o presente trabalho	49

## ÍNDICE DE FIGURAS

Págs

- FIGURA 1. Larvas infectantes e detalhe do intestino de *Potterostomum* spp. (625X e 1875X respectivamente); Ciatostomíneos (625 e 1875X respectivamente) e *G. capitatus* (desenho e 1875X respectivamente) 30
- FIGURA 2. Detalhes da L3 de *S. edentatus*: cauda da bainha (625X) e cauda da larva (1875X); *S. vulgaris*, *S. edentatus* e *S. equinus*: cauda da larva 31
- FIGURA 3 e 4. Larvas infectantes e detalhes do intestino de Ciatostomíneos não identificados nos aumentos de 625X e 1875X respectivamente 32-33
- FIGURA 5 e 6. Larvas infectantes de *S. vulgaris*, *S. edentatus*, *S. equinus* e *Triodontophorus* spp., aumentadas 625X e 1875X respectivamente 34-35

- FIGURA 7 e 8. Distribuição da frequência das medidas de comprimento total de *S. vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus*, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp. e Cyathostominae 51-52
- FIGURA 9 e 10. Distribuição da frequência das medidas de comprimento da cauda da bainha de *S. vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus*, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp. e Cyathostominae 53-54
- FIGURA 11 e 12. Distribuição da frequência das medidas de comprimento do esôfago de *S. vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus*, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp. e Cyathostominae 55-56
- FIGURA 13 e 14. Distribuição da frequência das medidas de distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha de *S. vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus*, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp. e Cyathostominae 57-58
- FIGURA 15 e 16. Distribuição da frequência das medidas de comprimento do intestino de *S. vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus*, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp. e Cyathostominae 59-60

- FIGURA 17 e 18. Distribuição da frequência das medidas de largura de *S. vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus*, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp. e Cyathostominae 61-62
- FIGURA 19 a 24. Comparação entre média, amplitude e desvio padrão das medidas de comprimento total, comprimento da cauda da bainha, comprimento do esôfago, comprimento do intestino, distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha e largura, respectivamente, de *S. vulgaris*, *S. edentatus*, *S. equinus*, Ciatostomíneos, *Poteriostomum* spp. e *Triodontophorus* spp., em cultura mista 63 a 68
- FIGURA 25 a 30. Comparação entre média, amplitude e desvio padrão das medidas de comprimento total de *S. edentatus*, *Triodontophorus* spp., *T. tenuicollis* e *S. vulgaris* em cultura mista e cultura pura respectivamente 69 a 74

## RESUMO

Estudos morfológicos e biométricos foram realizados para aprimorar o diagnóstico diferencial das larvas infectantes de *Strongylus vulgaris*, *Strongylus edentatus*, *Strongylus equinus*, *Triodontophorus* spp., *Triodontophorus tenuicollis*, *Gyaloccephalus Capitatus*, *Poteriostomum* spp., *Cylicocyclus radiatus*, *Cylicocyclus nassatus*, *Cylicocyclus ashworthi*, *Cylicostephanus minutus* e *Cylicostephanus poculatus*.

Culturas puras foram realizadas a partir de ovos retirados do útero de fêmeas de helmintos obtidos do intestino grosso de equinos por ocasião de seis necropsias. Culturas mistas foram efetuadas com fezes de equinos coletadas em três municípios do Estado do Rio de Janeiro.

As seguintes características das larvas de terceiro estágio foram medidas: comprimento total, comprimento da cauda da bainha, comprimento do esôfago, comprimento do intestino, distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha e largura.



Os dados obtidos foram comparados aos de outros autores. Chave para identificação das larvas infectantes é apresentada. Fotomicrografias das principais características morfológicas e análise estatística gráfica são fornecidas.

### SUMMARY

Morphological and biometrical studies were carried out to improve the differential diagnostic of infective larvae of *Strongylus vulgaris*, *Strongylus equinus*, *Strongylus edentatus*, *Triodontophorus* spp., *Triodontophorus tenuicollis*, *Poteriostomum* spp., *Gyalocephalus capitatus*, *Cylicocyclus radiatus*, *Cylicocyclus nassatus*, *Cylicocyclus ashworthi*, *Cylicostephanus minutus* e *Cylicostephanus poculatus*.

Pure cultures of larvae were obtained from eggs collected from adult female worms during necropsy of six naturally infected horses. Mixed cultures were obtained from feces of naturally infected horses from three counties of the State of Rio de Janeiro.

The following measurements as total length, sheath tail length, esophageal and intestinal length, distance of genital primordium to the tip of the tail and width were considered as the main measurements in the identification of the third stage larvae.

A pictorial key for identifying infective larvae well as photomicrographies of the morphological characteristics were given in this work.

## 1. INTRODUÇÃO

Os nematóides da família Strongylidae parasitos do ceco e colo dos equinos são comumente referidos como estrangilos e pequenos estrangilídeos. No que se refere à patogenia os autores são unânimes ao afirmar que os principais danos são causados pelos estádios larvares e suas extensivas migrações tissulares. Assim *Strongylus vulgaris*, o mais estudado, está associado a trombose e lesões nas paredes das artérias especialmente a artéria mesentérica cranial, enquanto *Strongylus equinus* e *Strongylus edentatus* durante sua fase migratória induzem a formação de nódulos na serosa do intestino grosso e invadem o fígado, podendo alcançar rins ou outros órgãos antes de voltar ao intestino. Os ciatostomíneos são considerados menos patogênicos pois seus estádios larvares restringem-se a invasão da mucosa intestinal. Grandes diferenças são observadas na patogenia, o que exige um perfeito diagnóstico dos parasitos.

As poucas informações disponíveis atualmente sobre patogenia, ciclo biológico e controle dos parasitos intestinais

de equinos decorrem das dificuldades de diagnóstico preciso, tanto das larvas como dos adultos, principalmente das espécies da sub-família Cyathostominae.

Como técnica de diagnóstico, a obtenção das larvas infectantes através da larvacultura é a única capaz de diferenciar o parasitismo a nível de espécie.

O estudo morfológico apresentando fotomicrografias e elaboração de chave para identificação das larvas de terceiro estágio, juntamente com os dados biométricos tem como objetivo aprimorar, facilitar o diagnóstico e fornecer informações necessárias às áreas de patogenia, controle e tratamento dessas infecções por nematóides em equinos.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

ORTLEPP (1925) estudou o desenvolvimento de ovo à larva de quarto estágio (L4) de *Triodontophorus tenuicollis* Boulanger, 1916, utilizando cultura pura a partir dos ovos retirados do útero de fêmeas, previamente identificadas. Como meio de cultura usou fezes de cavalo, tratadas por aquecimento a 65°C por meia hora e adicionadas de carvão. As culturas foram mantidas em temperatura de 26°C e, nessas condições, obteve as larvas de terceiro estágio (L3) ao final do quarto dia. Quando o carvão não foi adicionado poucas larvas alcançaram o terceiro estágio e essas apenas no final do oitavo dia. O autor relacionou os seguintes dados biométricos sem referir o número de espécimens medidos: comprimento da larva (excluindo a bainha) de 0,50 mm a 0,53 mm sendo a média de 0,52 mm; largura de 0,24 mm; comprimento do esôfago de 0,117 mm.

HUEBER (1926) mediu os ovos de *Strongylus equinus* Mueller, 1780 (= *Sclerostoma quadridentatus* Sticker, 1901), *Strongylus vulgaris* (Looss, 1900) Railliet & Henry, 1909 (= *Scleros-*

toma bidentatum Sticker, 1901), *Strongylus edentatus* (Looss, 1900) Railliet & Henry, 1909 (= *Sclerostoma edentatum* Looss, 1900), *Cyathostomum tetracanthum* (Mehlis, 1831) Molin, 1861 in part, Looss, 1900 (= *Sclerostoma tetracanthum* (Mehlis, 1831) Diesing, 1851 in part), *Cylicocyclus nassatus* (Looss, 1900) Chaves, 1930 (= *Cylicostomum nassatum* (Looss, 1900) Gedoelst, 1903), *Cylicocyclus brevicapsulatus* (Ihle, 1920) Ershov, 1939 (= *Cylicostomum brevicapsulatum* (Ihle, 1920) Cram, 1924), *Cyathostomum catinatum* (Looss, 1900) Gedoelst, 1903 e *Gyaloccephalus capitatus* Looss, 1900. Em fezes esterilizadas foram feitas culturas puras de *S. vulgaris*, *S. edentatus* e *C. tetracanthum*.

McCoy (1929a e b, 1930) cultivou, de ovo à larva infectante, o nematóide *Ancylostoma caninum* (Ercolani, 1859) Hall, 1913, em agar inoculado com bactérias fecais existentes nas fezes do seu hospedeiro. Observou que os ovos colocados em agar sem bactérias liberaram larvas que sobreviviam, mas não evoluíam. O autor, relatou também, que nem todas as bactérias são adequadas à nutrição de larvas de primeiro e segundo estágio (L1 e L2) de *A. caninum*, pois, o meio inoculado com *Bacillus cereus*, *Bacillus megatherium*, *Bacillus pyocyaneus* e *Sarcina lactea*, induzia o desenvolvimento lento das larvas ou não ocorria desenvolvimento. Outra observação foi a de que os nematóides não cresciam quando as bactérias eram mortas pelo calor e, somente um número insignificante, atingia L3 quando cultivadas em fezes esterilizadas.

LAPAGE (1933) obteve larvas infectantes de nematóides de ovinos dos gêneros *Trichostrongylus* Looss, 1905, *Ostertagia* Ransom, 1907 e *Chabertia* Railliet & Henry, 1909, e de *Graphidium strigosum* (Dujardin, 1845) Railliet & Henry, 1909 e *Trichostrongylus retortaeformis* (Zeder, 1800) Railliet & Henry, 1909 parasitos de coelhos com uma cepa de *Bacillus coli* recuperada do intestino de algumas larvas filariformes. Em função desses resultados, o autor sugeriu que esses estádios normalmente alimentam-se de microrganismos do grupo *coli*, senão, do próprio *B. coli*.

LUCKER (1934) fez culturas axênicas de *Poteriostomum ratzii* Kotlan, 1919 e descreveu detalhadamente os estádios de ovo, L1, L2 e L3. O meio para o desenvolvimento foi água de torneira adicionada de extrato líquido fecal helmintologicamente estéril. As culturas foram mantidas à temperatura ambiente (20° a 26°C). Nessas condições, foi necessário no mínimo cinco dias para o desenvolvimento de ovo à larva infectante. As médias das medidas feitas em dez espécimens estão apresentadas na Tabela 1. A larva de 3° estágio de *P. ratzii* foi descrita como fusiforme, cauda curta, com repentina constrição próxima à parte distal esôfago estromgiliforme; intestino com 16 células, sendo que os limites destas são bastantes definidos; primórdio-genital em posição ventral a 4ª e 5ª células.

LUCKER (1935) fez culturas axênicas para obtenção de larvas de 3° estágio de *Cylicocycclus ultrajectinus* (Ihle, 1920) Cram, 1924, em água contendo extrato fecal líquido helmintolo-



gicamente estéril. Nesse meio as larvas não perdiam a bainha após a 1ª ecdise e a larva infectante estava envolvida por duas bainhas. A não liberação da bainha de L1 foi atribuída ao meio de cultura líquido. Aproximadamente cinco dias após o início das culturas a 2ª ecdise estava completa em quase todas as larvas. As L3 de *C. ultrajectinus* mediam de 387 um a 565 um sendo que apenas dez espécimens foram medidos. As larvas infectantes foram descritas como possuindo cauda curta e arredondada na ponta; tendo o intestino oito células. De acordo com desenho do autor as oito células intestinais estão distribuídas em duas fileiras. As médias obtidas estão apresentadas na Tabela 1.

LUCKER (1936) fez estudo comparativo da morfologia e desenvolvimento das larvas infectantes de *Cylicostephanus goldi* Boulanger, 1917 (= *Cylicocercus goldi* (Boulanger, 1917) Cram, 1924), *C. catinatum* e *G. capitatus*. A larva L3 de *C. catinatum* foi descrita como tendo estrutura praticamente idêntica à larva infectante de *C. goldi*. O intestino com oito células e a cauda que diminui abruptamente terminando em extremidade arredondada como um dedo. Os valores médios de biometria estão reunidos na Tabela 1.

Comparando as medidas obtidas, LUCKER (1936) concluiu que: embora as médias das medidas das L3 de *C. catinatum* sejam menores e mais estreitas que as de *C. goldi* estas relações entre as duas espécies se superpõem e, assim sendo, não têm valor diferencial. O mesmo aconteceu quando comparou

TABELA 1. Dados biométricos das larvas infectantes de diferentes espécies de Ciatostomíneos, desenvolvidas em cultura pura por LUCKER.

Carater	Autor e Ciatostomíneos						
	LUCKER (1934)	LUCKER (1935)	LUCKER (1936)	LUCKER (1936)	LUCKER (1938)	LUCKER (1938)	LUCKER (1938)
	<i>P. ratzii</i>	<i>C. ultrajectinus</i>	<i>C. goldi</i>	<i>C. catinatum</i>	<i>C. bicoronatus</i>	<i>C. insigne</i>	<i>C. pateratum</i>
Comprimento da bainha	-	690,7	668,4	629,6	713,5	719,5	705,1
Comprimento da larva	526,9	451,5	420,9	402,3	467,3	440,6	445,4
Largura da larva	-	22,0	18,8	17,1	20,6	19,1	17,6
Largura da bainha	28,4	28,9	24,8	23,6	26,2	24,3	23,9
Comprimento da cauda da larva	-	33,2	35,1	33,4	49,7	42,9	39,5
Comprimento da cauda da bainha	155,3	196,2	248,7	203,4	244,0	276,2	258,5
Comprimento da cápsula bucal	14,0	-	-	-	-	-	-
Comprimento do esôfago	123,7	165,2	166,8	163,7	159,4	161,8	176,1
Distância do bulbo e esfageano ao primórdio genital	114,0	113,7	86,8	75,9	109,8	105,5	86,3
Distância da extremidade anterior ao poro excretor	-	102,8	103,5	96,2	102,2	102,6	104,3
Distância da extremidade anterior ao anel nervoso	88,2	90,7	81,9	80,1	81,5	81,8	87,1
Distância do primórdio genital ao ânus	112,2	136,5	125,0	123,8	144,2	130,6	139,6

essas duas espécies com *C. ultrajectinus* todas apresentando oito células intestinais. A diferença marcante entre as larvas de *C. goldi* e *C. ultrajectinus* estava na razão entre comprimento da larva e comprimento da cauda da bainha. Sendo aquela razão de 1,5:1 a 1,8:1 para a larva L3 de *C. goldi* e de 2:1 a 2,7:1 para a larva L3 de *C. ultrajectinus*. A mesma razão para as larvas L3 de *C. catinatum* sendo de 1,6:1 a 2:1.

O autor descreveu pequenos detalhes morfológicos no vestíbulo das larvas L3 das três espécies em questão e rejeitou a possibilidade de que esta diferença fosse causada por contração muscular durante fixação da larva. As larvas de *G. capitatus* também retiveram a cutícula de L1.

LUCKER (1938) desenvolveu em culturas axênicas, de ovo à L3, *Cyathostomum pateratum* (Yorke & Macfie, 1919) K'ung, 1964 (= *Cylicocercus pateratus* (Yorke & Macfie, 1919) Cram, 1924, *Cylicocyclus insigne* (Boulanger, 1917) Chaves, 1930 e *Cylicodontophorus bicoronatus* (Looss, 1900) Cram, 1924. Dessas culturas retirou material para estudar a biometria das larvas dessas espécies, sobre dez larvas e comparou-as com a morfometria de outras larvas de estrogilídeos de cavalo. O autor concluiu que, baseando-se nas relações biométricas, as três espécies são indistintas. Ainda LUCKER (1938) constatou que as larvas infectantes de *C. pateratum* e *C. insigne* também não se diferenciavam quanto a morfologia. As L3 de *C. bicoronatus* eram diferentes das larvas das outras duas espécies quanto a disposição das células do intestino. Em *C. bicoronatus* as células formavam

duas fileiras de quatro células cada, sendo uma fileira dorsal e a outra ventral ao lume do intestino. Nas larvas de *C. pateratum* e *C. insigne* as cinco células posteriores estavam invariavelmente dispostas uma atrás da outra, numa única fileira de células.

Reestudando as L3 de *C. ultrajectinus*, *C. goldi* e *C. catinatum* LUCKER (1938) concluiu que as larvas, quanto a morfologia, se dividiam em dois grupos distintos. O primeiro grupo com as espécies *C. bicoronatus* e *C. ultrajectinus* (oito células intestinais distribuídas em duas fileiras de quatro células cada) e o segundo grupo com *C. pateratum*, *C. insigne*, *C. catinatum* e *C. goldi* (três células em dupla fileira e as cinco últimas dispostas uma atrás da outra, numa única fileira).

Ainda LUCKER (1938) sobre o estudo da morfologia constatou que em *Poteriostomum imparidentatum* Quiel, 1919 as L3 eram similares às de *P. ratzii* diferindo somente quanto ao comprimento da cauda da bainha, que em *P. imparidentatum* tendia a ser maior. Esse autor comparou suas medidas para os estromgiolos e as obtidas por WETZEL (1931) e POLUSZYNSKI (1930). Entre os resultados dos autores havia concordância quanto ao número de células intestinais das larvas infectantes de *S. vulgaris*, *S. equinus* e *S. edentatus* mas discordavam quanto ao tamanho relativo das larvas dessas espécies. WETZEL (1931) afirmou que as larvas L3 de *S. edentatus* eram intermediárias em tamanho entre as duas outras espécies, enquanto as medidas obtidas por POLUSZYNSKI (1930) mostravam que as larvas de *S. edentatus* e-

ram as menores dentre as três espécies. As medidas obtidas por LUCKER (1938) em culturas axênicas das larvas dos *Strongylus* spp. identificavam-se as do trabalho de POLUSZYNSKI (1930). Os valores médios obtidos para as L3 de *C. bicoronatus* e *C. insignine* estão apresentados na Tabela 1.

PETROV & GAGARIN (1937) estudaram a morfologia e biometria das L3 de *S. vulgaris*, *S. edentatus*, *S. equinus*, *Trichodontophorus serratus* (LOOSS, 1900) LOOSS, 1902, *Cylicocycclus radiatus* (Looss, 1900) Chaves, 1930 (= *Trichonema radiatum* Looss, 1900) LeRoux, 1924), *C. Pateratum*, *C. bicoronatus* e *Cylicocostephanus longibursatus* (Yorke & Macfie, 1918) Cram, 1924 (= *Trichonema longibursatum* (Yorke & Micfie) LeRoux, 1924) mantidas em culturas puras de agar-agar com líquido fecal estéril. Os autores elaboraram chave para identificação e apresentaram desenhos ilustrativos das L3. As medidas obtidas para o gênero *Strongylus* estão apresentadas nas Tabelas 2, 3 e 4.

GLASER & STOLL (1938) descreveram várias tentativas, sem sucesso, de estudar o desenvolvimento de larvas infectantes de nematóides em culturas livres de bactérias, em fezes esterilizadas de ovinos. Os autores somente conseguiram o desenvolvimento de todos os estádios pré-parasíticos de *Haemonchus contortus* Rudolphi, 1803 no seguinte meio: agar inoculado com extrato de fígado adicionado de pedaços frescos e estéreis de rim de coelho e duas gotas de filtrado de levedura de pão. As larvas infectantes desenvolvidas nessas culturas estéreis eram em média menores do que os espécimens típicos desenvolvidos em

fezes. Entretanto essas larvas produziram adultos normais em ovinos susceptíveis.

KOPYRIN (1941) estudou a morfologia e biometria dos ovos, L1, L2, L3 dos seguintes nematóides: *Dictyocaulus arnfieldi* Cobbold, 1884, *Trichostrongylus colubriformis* Giles, 1892, *G. capitatus*, *P. imparidentatum*, *P. ratzii*, *Craterostomum acudicaudatum* (Kotlan, 1919) Ihle, 1920, *Triodontophorus brevicauda* Boulanger, 1916, *C. nassatus*, *C. insigne*, *C. brevicapsulatus*, *Cylicodontophorus mettami* (Leiper, 1913) Foster, 1936 (= *Trichonema mettami* (Leiper, 1913) Cram, 1924), *C. catinatum*, *Cylicostephanus hybridus* (Kotlan, 1920) Cram, 1924 (= *Trichonema hybridum* (Kotlan, 1920) LeRoux, 1924), *Cyathostomum calicatum* LOOSS, 1900 (= *Trichonema calicatum* (Looss, 1900) LeRoux, 1924), *S. vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus* e *T. tenuicollis*. O autor elaborou um quadro para determinação dos estádios infectantes. As culturas puras de ovo à L3 foram desenvolvidas em 0,85% de agar-agar aquoso com líquido fecal estéril. As culturas foram mantidas a temperaturas de 25 a 30°C e 18 a 20°C.

HUMMELINCK (1947) cultivou *S. edentatus*, *S. vulgaris* e *S. equinus* de ovo à L3 em extrato fecal líquido e concluiu que as dimensões das larvas do gênero *Strongylus* podiam ser afetadas pelas condições de cultivo. O autor usou o mesmo meio de cultivo e diversas temperaturas, verificando variação nas medidas obtidas para as L3. Os resultados obtidos por HUMMELINCK (1947) estão apresentados nas Tabelas 2, 3 e 4.

RUSSELL (1948) baseada nos trabalhos de WETZEL (1930),

LUCKER (1934, 1935, 1936 e 1938), PETROV & GAGARIN (1937) descreveu suscintamente as L3 dos estrogilos e pequenos estrogilideos, sendo que da sub-família Cyathostominae só diferenciou *G. capitatus*. RUSSELL (1948) mediu L3 não identificada e descreveu-a como larva grande, muito semelhante a *S. vulgaris*, em tamanho e forma, mas com 16 células intestinais grandes, bem definidas e triangulares.

SELLA (1956) propôs chave para identificação das larvas infectantes dos nematóides intestinais de equídeos. As L3 foram obtidas a partir de culturas mistas. O autor apresentou fotomicrografias de *S. vulgaris*, *Trichonema* spp., *Trichostrongylus axei* (Cobbold, 1879) Railliet & Henry, 1909 e *Triodontophorus* spp. A larva infectante de *Trichonema* spp. descrita possuía oito células intestinais. Através da fotomicrografia apresentada constatou-se que as duas primeiras células estão em dupla fileira e as seis restantes estão dispostas em uma única fileira.

OGBOURNE (1971) desenvolveu em culturas puras larvas de 1° e 2° estágio de *S. edentatus*, *S. vulgaris*, *S. equinus*, *C. nassatus* e *T. serratus*. Os meios utilizados para a cultura foram: agar-fecal inoculado com bactérias fecais e extrato líquido helmintologicamente estéril. OGBOURNE (1971) discordou de PETROV & GAGARIN (1937) e de KOPYRIN (1941) os quais afirmaram que as diferenças estruturais das larvas em seus estádios pré-infectantes eram tão pequenas que não permitiam uma diferenciação específica. OGBOURNE (1971) dividiu as L1 das

larvas por ele estudadas em dois grupos morfológicamente distintos e concluiu que as espécies do gênero *Strongylus* podem ser identificadas em culturas mistas. Já as outras espécies estudadas, *T. serratus*, *C. nassatus* e *C. catinatum* considerou como sendo similares entre si.

VILAS (1973) idealizou chave para identificação das larvas de terceiro estágio dos nematóides intestinais comuns dos equídeos. Nessa chave, o gênero *Trichonema* foi descrito como possuindo nove células intestinais.

NURMIO, ROIRANEN, TUPAMÄKI (1973) estudando a microflora fecal de cavalos com funções digestivas normais encontrou os seguintes microrganismos: colibactérias, streptococos, lactobacilos, clostrídeos, fungos e leveduras.

McCRAW & SLOCOMBE (1974, 1985) obtiveram grandes quantidades de larvas infectantes de *S. edentatus* e *S. equinus* em culturas puras usando fezes esterilizadas de ovinos, umedecidas e adicionadas de solução salina 0,85%. As larvas infectantes foram inoculadas em equinos para o estudo de seu desenvolvimento e efeitos patológicos,

RUPASINGHE & OGBOURNE (1978) desenvolveram culturas puras com *S. vulgaris*, *S. edentatus*, *S. equinus*, *C. nassatus*, *C. longibursatus*, *C. goldi*, *C. catinatum* e *C. pateratum*. Os ovos foram inoculados em placas contendo agar nutritivo previamente inoculado com *Escherichia coli*, fonte de alimento para as larvas em desenvolvimento. Também cultivaram os estádios pré-parasíticos dos referidos nematóides, colocando misturadas aos ovos, fe-



zes de coelho livres de helmintos.

GEORGI (1980) apresentou fotomicrografias das larvas infectantes de *C. catinatum*, *Poteriostomum* spp., *T. serratus*, *S. edentatus* e *S. vulgaris*. O autor mencionou que a larva de *T. serratus* na fotomicrografia evidenciava apenas 16 células intestinais e no texto afirmou que as espécies de *Triodontophorus* apresentavam 18 células intestinais.

### **3. MATERIAL E MÉTODOS**

#### **3.1. MATERIAL**

##### **3.1.1. Local**

O trabalho foi realizado na Estação para Pesquisas Parasitológicas W.O. Neitz, EPPWON na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, UFRRJ.

##### **3.1.2. Animais**

Seis equinos doados pela Polícia Militar de Estado do Rio de Janeiro foram mantidos em pastagem natural no setor Campo da EPPWON/UFRRJ por um período de 12 meses para possível aquisição de infecção natural com helmintos e recuperação desses durante a necrópsia dos hospedeiros.

De equinos de diversas propriedades rurais dos seguintes municípios do Estado do Rio de Janeiro: Itaguaí, Paracambi

e Nova Iguaçu foram colhidas amostras de fezes para exame microscópico.

### **3.2. MÉTODOS**

#### **3.2.1. Culturas mistas**

As culturas mistas para obtenção de larvas infectantes foram realizadas segundo técnica de ROBERT'S & O'SULLIVAN (1950).

#### **3.2.2. Culturas puras em meio líquido com bactérias fecais**

Da necrópsia dos seis equinos obteve-se do intestino grosso fêmeas grávidas de nematóides. Essas fêmeas foram dissecadas individualmente em placas de Petri 50 x 20 com água de torneira, retirando-se os ovos do útero. As extremidades anterior e posterior do nematóide eram separadas para identificação do espécimen segundo classificação de LICHTENFELS (1975, 1980) e LANFREDI (1984). As placas contendo os ovos foram mantidas em estufa a aproximadamente 28°C. Vinte e quatro horas após o início da incubação observou-se a presença de larvas de 1º estágio eclodidas dos ovos incubados. Esta era a ocasião para se inocular uma alíquota da cultura de bactérias fecais. Decorridos seis dias as larvas já haviam atingido o estágio infectante sendo mantidas a temperatura de 4°C.

Amostras de fezes recém eliminadas, com aproximadamente 100 g de fezes de equinos foram umedecidas com água de torneira e pressionadas através de gaze de algodão com 20 malhas/mm com 8 dobras para retirada do líquido fecal. Este foi aquecido em banho-maria por dez minutos a 60°C. Um mililitro dessa suspensão foi inoculada em dez mililitros de caldo verde brilhante lactose bile a 2% (SPECK, 1976), e incubado por 24 horas a 35°C. Uma alíquota dessa cultura foi repicada em Agar Plate Count (SPECK, 1976) e incubada por 24 horas a 35°C.

### **3.2.3. Culturas puras em fezes de coelho**

Fezes de coelho negativas para ovos de helmintos pela técnica McMaster (GORDON & WHITLOCK, 1939) foram maceradas e colocadas diretamente sobre os ovos obtidos a partir da dissecação de fêmeas dos nematóides. As culturas assim produzidas foram mantidas a temperatura ambiente. Oito dias após, as larvas foram coletadas segundo técnica de BAERMANN (1917).

### **3.2.4. Estudo biométrico**

Com o uso de microscópio Leitz SM-Lux equipado com lentes oculares micrométricas foram medidas nas larvas de 3º estágio as seguintes características: comprimento total da larva (incluindo a bainha), comprimento do esôfago, comprimento do intestino propriamente dito (células intestinais), largura da

larva na região do bulbo esofageano (incluindo a bainha), distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha, e comprimento da cauda da bainha.

Os seguintes nematóides foram cultivados de ovo à L3 em meio líquido com bactérias fecais: *S. edentatus*, *T. tenuicollis*, *C. nassatus* e *C. radiatus*. Utilizando-se fezes de coelho como meio de cultivo desenvolveram-se culturas axênicas de ovo à L3 dos seguintes nematóides: *S. vulgaris*, *S. edentatus*, *C. ashworthi*, *C. minutus* e *C. poculatus*. O desenvolvimento de ovo à L3 em culturas mistas foi conseguido com os seguintes nematóides: *S. vulgaris*, *S. edentatus*, *S. equinus*, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp. e Ciatostomíneos.

Cem exemplares de cada espécie foram medidos, com exceção de: *S. equinus* em que foram mensurados 40 espécimens e *C. ashworthi*, *C. nassatus*, *C. radiatus*, *C. poculatus*, *C. minutus* dos quais apenas 10 exemplares foram medidos.

### **3.2.5. Imobilização das larvas**

O método escolhido para imobilização das larvas infectantes foi o calor. Uma gota de líquido contendo larvas infectantes foi colocada entre lâmina (26 x 76) e lamínula (22 x 40). A lâmina era rapidamente aquecida com chama de isqueiro apenas para ressecar o líquido não matando as larvas.

### 3.2.6. Fotografias

As fotomicrografias foram tomadas com auxílio de microscópio ótico Leitz Dialux 20 EB, com filme Fujichrome 35 mm e filtro azul.

## **4. RESULTADOS E DISCUSSÃO**

### **4.1. MORFOLOGIA DAS LARVAS INFECTANTES**

As larvas infectantes ou de 3º estágio dos nematóides das sub-famílias Strongylinae e Cyathostominae possuem corpo fusiforme sendo que a parte mais larga está ao nível da região do bulbo esofageano. As larvas estão inteiramente envolvidas pela cutícula do estágio anterior a qual está intimamente aderida ao corpo da larva propriamente dita. Essa bainha estreita-se abruptamente após a cauda da larva e termina em longa cauda filamentosa. O trato digestivo inicia-se com formação da boca que é terminal, seguindo-se o esôfago filariforme. O esôfago, ao nível do istmo, está envolvido pelo anel nervoso. Segue-se o intestino que se divide em intestino propriamente dito (células intestinais) e reto, terminando no ânus. O primórdio genital, que nas larvas vivas é transparente, está localizado na face ventral da larva variando de posição em relação ao comprimento total da larva.

As principais características para o diagnóstico das larvas infectantes são:

a) *S. vulgaris*: as maiores larvas encontradas tanto em culturas mistas quanto puras, com comprimento total oscilando entre 700,0 um e 1050,0 um, com média de 911,9 um; largura variando entre 23,7 um a 39,5 um, com média de 32,8 um; esôfago curto proporcionalmente ao seu comprimento total, isto é, o esôfago representa  $1/6$  do comprimento total; intestino longo, média de 450,9 um com 28 a 32 células retangulares, bem definidas, escuras e em dupla fileira;

b) *S. edentatus*: larvas pequenas, com comprimento total entre 750,1 um e 824,0 um, com média de 787,1 um; larvas finas com largura entre 19,7 um e 28,5 um, com média de 23,8 um; comprimento do esôfago representando  $1/5$  do comprimento total da larva; comprimento médio do intestino de 282,2 um, com 18 a 20 células claras e mal definidas no intestino, dispostas em dupla fileira; ponta da cauda da larva romba; em culturas mistas e puras alguns espécimens apresentam a cauda da bainha bifurcada;

c) *S. equinus*: larvas longas, com comprimento variando entre 770,0 um e 926,0 um, com média de 860,3 um; largura entre 17,5 um e 25,6 um, com média de 21,2 um sendo, portanto bastante finas; esôfago longo ocupando  $1/4$  do comprimento to-



tal; intestino bastante longo com média de 340,3 um, com 16 células intestinais mal definidas, escuras e em dupla fileira; a apresentam processo trilobado na ponta da cauda da larva;

d) *Triodontophorus* spp.: larvas de tamanho médio, com comprimento total entre 778,0 um e 882,0 um e média de 802,2 um; largura variando entre 23,2 um e 38,0 um com média de 28,2 um; esôfago representando 1/5 do comprimento total da larva; comprimento médio do intestino de 286,0 um, com 20 células intestinais retangulares bem definidas em dupla fileira;

e) *Poteriostomum* spp.: larvas de tamanho médio, com comprimento total entre 758,0 um e 886,2 um, com média de 796,8 um; esôfago ocupando 1/5 do comprimento total da larva; comprimento médio do intestino de 264,2 um, possuindo 16 células intestinais retangulares bem definidas em dupla fileira;

f) *G. capitatus*: larvas pequenas, com comprimento total médio de 749,3 um; largura média de 26,6 um; esôfago ocupando 1/4 do comprimento total da larva; comprimento médio do intestino de 224,4 um constituído por 12 células bem definidas em dupla fileira;

g) *C. poculatus*, *C. nassatus*, *C. radiatus*, *C. ashworthi* e *C. minutus*: larvas morfológicamente semelhantes que serão denominadas Ciatostomíneos típicos pois acredita-se esta-

rem incluídos nesse grupo várias espécies da sub-família Cyathostominae: larvas pequenas com comprimento total da larva entre 683,3 um a 840,0 um e média de 760,5 um; largura variando entre 18,6 um e 36,1 um, e média de 26,8 um; esôfago longo ocupando 1/4 do comprimento total da larva; comprimento médio do intestino de 218,2 um, com oito células intestinais bem definidas sendo as duas primeiras em dupla fileira e as seis restantes em fila única.

POLUSZYNSKI (1930), PETROV & GAGARIN (1937) e HUMMELINCK (1947) concordam quanto à morfologia geral das L3 dos *Strongylus* spp., embora PETROV & GAGARIN (1937) apresentem desenhos das L3 de *S. equinus* e *S. vulgaris* que não concordam com as medidas obtidas pelos próprios autores, ou seja, a larva dita como *S. equinus* é ligeiramente maior, mais larga e com esôfago mais curto do que a apresentada como *S. vulgaris*. A mesma inversão de desenhos ou legenda ocorre no trabalho de KOPYRIN (1941).

As L3 de *G. capitatus* são descritas por LUCKER (1936) como possuindo pequeno processo bulboso na ponta da cauda da larva. Essa estrutura não foi observada no presente trabalho e na figura 1 observa-se a ponta da cauda da larva de *G. capitatus* terminando em ponta aguda.

A ponta da cauda trilobada da larva de *S. equinus* foi descrita pela primeira vez por WETZEL (1931) e é apresentada na figura 2. Essa particularidade pode ser observada ao micros-

cópio apenas com aumento de 400 vezes e dependendo da posição dorsal ou ventral da larva poderá ou não estar bastante visível.

A ponta da cauda da larva de *S. edentatus* é bastante característica e foi descrita por POLUSZYNSKI (1930) como arredondada. Este detalhe está apresentado na figura 2 e pode ser observado ao microscópio com um aumento de 100 vezes. VILAS (1973) discorda desse caráter e descreve a ponta da cauda de *S. edentatus* como pontiaguda.

A cauda da bainha bifurcada das L3 de *S. edentatus* foram mais frequentes em culturas puras. HUMMELINCK (1947) foi o único autor a descrever este detalhe pouco frequente em coproculturas (Fig. 2).

No presente estudo observou-se 20 células intestinais em *Triodontophorus* spp. como em *T. tenuicollis*, o que concorda com os trabalhos de ORTLEPP (1925), SELLA (1956), PETROV & GAGARIN (1937) e KOPYRIN (1941) e do qual discorda GEORGI (1980) ao afirmar que esse gênero apresenta 18 células. Algumas dúvidas podem surgir na contagem das células intestinais pois as duas últimas células são pequenas diferindo das demais.

POLUSZYNSKI (1930), RUSSELL (1948) e SELLA (1956) englobam as larvas do gênero *Trichonema* num único grupo semelhante morfológicamente. As L3 do gênero *Trichonema* são descritas como larvas pequenas com esôfago e cauda da bainha longos e intestino constituído por oito células. A L3 do gênero *Trichonema* descrita por POLUSZYNSKI (1930) é semelhante à descrita neste trabalho como do grupo ciatostomíneos típicos. VILAS (1973)

discorda dos demais autores ao apresentar as L3 do gênero *Trichonema* como tendo nove células intestinais. SELLA (1956) mostra em seu trabalho fotomicrografia da L3 do gênero *Trichonema* semelhante à da figura 1 que representa os ciatostomíneos típicos porém no texto as larvas são descritas como possuindo as quatro primeiras células paralelas e quatro células contíguas.

Nas coproculturas com fezes de equinos provenientes de outros municípios foi possível encontrar alguns exemplares de L3 com morfologia diferente ao que se refere à disposição das células intestinais. Alguns espécimens como o da figura 3C e D assemelham-se aos descritos por LUCKER (1935, 1938) como sendo *C. ultrajectinus* e *C. bicoronatus* e por KOPYRIN (1941) como *C. ultrajectinus*. A L3 denominada Ciatostomíneo típico (Fig. 1) corresponde a descrição de KOPYRIN (1941) para as L3 de *C. insigne*. No mesmo trabalho representando as L3 de *C. nassatus*, *C. brevicapsulatus* com intestino constituído por oito células em dupla fileira porém sendo mais finas do que as de *C. ultrajectinus*. Os desenhos de KOPYRIN (1941) para as L3 de *C. hybridus*, *C. longibursatus* e *C. calicatum* correspondem à figura 3A e B, apresentam oito células intestinais sendo as quatro primeiras em dupla fileira. As L3 de *C. pateratus*, *C. insigne* e *C. goldi* representadas por LUCKER (1938) possuem intestino constituído por oito células sendo as três primeiras agrupadas em dupla fileira e cinco em fila única. Essas larvas não foram observadas durante o presente estudo.

As larvas infectantes de *Oesophagodontus robustus* e

*C. acudicaudatum* não foram apresentadas neste estudo, pois nenhum espécimen adulto foi encontrado à necrópsia e nem larvas em culturas mistas com fezes de equinos. LANFREDI (1984) necropsiando dez equinos provenientes do Estado do Rio de Janeiro encontrou *O. robustus* em apenas um animal e *C. acudicaudatum* em seis cavalos. As L3 de *O. robustus* são descritas nas chaves para identificação de VILAS (1973) e SELLA (1956) como larvas grandes, largas com 16 células intestinais triangulares e bem definidas. Essa descrição assemelha-se aquela feita por RUSSELL (1948) para larva não identificada onde as medidas feitas pela autora mostram que a L3 não identificada é maior e mais larga do que as de *S. vulgaris*.

#### 4.2 CHAVE PARA IDENTIFICAÇÃO DAS LARVAS INFECTANTES DOS NEMATÓIDES INTESTINAIS DE EQUINOS

1. a. Esôfago rhabditiforme ..... Nematóides de vida livre
- b. Esôfago filariforme ..... 2
  
2. a. Sem bainha, esôfago ocupando quase a metade do corpo da larva..... *Strongyloides westeri*
- b. Com bainha, esôfago ocupando no máximo 1/4 do comprimento total da larva . .... 3

- 3. a. Larvas pequenas com oito células intestinais ..... 4
- b. Larvas pequenas com mais de oito células intestinais .. 5
  
- 4. a. Larvas pequenas (comprimento total médio de 760,5 um) oito células intestinais sendo as duas primeiras em dupla fileira e as seis restantes em uma única fileira (Fig. 1) ..... Ciatostomíneos típicos
- b. Larvas pequenas células intestinais dispostas de diferentes formas (Figs. 3 e 4) ..... Ciatostomíneos não identificados
  
- 5. a. Larvas pequenas (comprimento total médio de 749,3 um) 12 células intestinais bem definidas em dupla fileira (Fig. 1) ..... *G. capitatus*
- b. Larvas com 16 ou mais células intestinais ..... 6
  
- 6. a. Larvas grandes com 16 células intestinais e cauda

- da bainha curta e cônica ... *Trichostrongylus axei*
- b. Larvas com cauda da bainha longa e filamentosa ..... 7
7. a. Larvas com 16 células intestinais ..... 8
- b. Larvas com mais de 16 células intestinais ..... 9
8. a. Larvas médias (comprimento total médio de 796,8 um) largas (largura média de 28,0 um) células pentagonais e bem definidas (Fig. 1) ..... *Poteriostomum* spp.
- b. Larvas longas (comprimento total médio de 860,3 um) finas (largura média de 21,2 um) e pequeno processo trilobado na ponta da cauda da larva (Figs. 2, 5 e 6) ..... *S. equinus*
9. a. Larvas pequenas (comprimento total médio de 787,1 um), finas (largura média de 23,8 um), 18 a 20 células intestinais mal definidas e ponta da cauda romba (Figs. 1; 2 e 3) ..... *S. edentatus*

- b. Larvas médias ou longas com 20 células ou mais bem definidas e ponta da cauda da larva pontiaguda ..... 10
10. a. Larvas médias (comprimento total médio de 802,2 um), larvas (largura média de 28,2 um), 20 células retangulares (Figs. 5 e 6) ..... *Triodontophorus* spp.
- b. Larvas longas (comprimento total médio de 911,9 um), larvas (largura média de 32,8 um), com 28 a 32 células retangulares (Figs. 2, 5 e 6) .. *S. vulgaris*

As medidas das larvas apresentadas na chave para identificação representam larvas infectantes obtidas em culturas mistas.

Nesta chave para identificação incluiu-se a descrição dos gêneros *Strongyloides* e *Trichostrongylus*, além de nematóides de vida livre, pois esses nematóides são encontrados rotineiramente nos exames de fezes de equinos, quando estas não são coletadas do reto.

No diagnóstico laboratorial a primeira dificuldade encontrada no exame das larvas infectantes dos nematóides parasi-





FIGURA 1. Larvas infectantes e detalhes do intestino de: A. *Poteriosomum* spp., 625X; B. *Poteriosomum* spp., 1875X; C. Ciatostomíneo, 625X; D. Ciatostomíneo, 1875X; E. *G. capitatus* (reprodução do desenho de KOPYRIN, 1941); F. *G. capitatus*, 1875X.

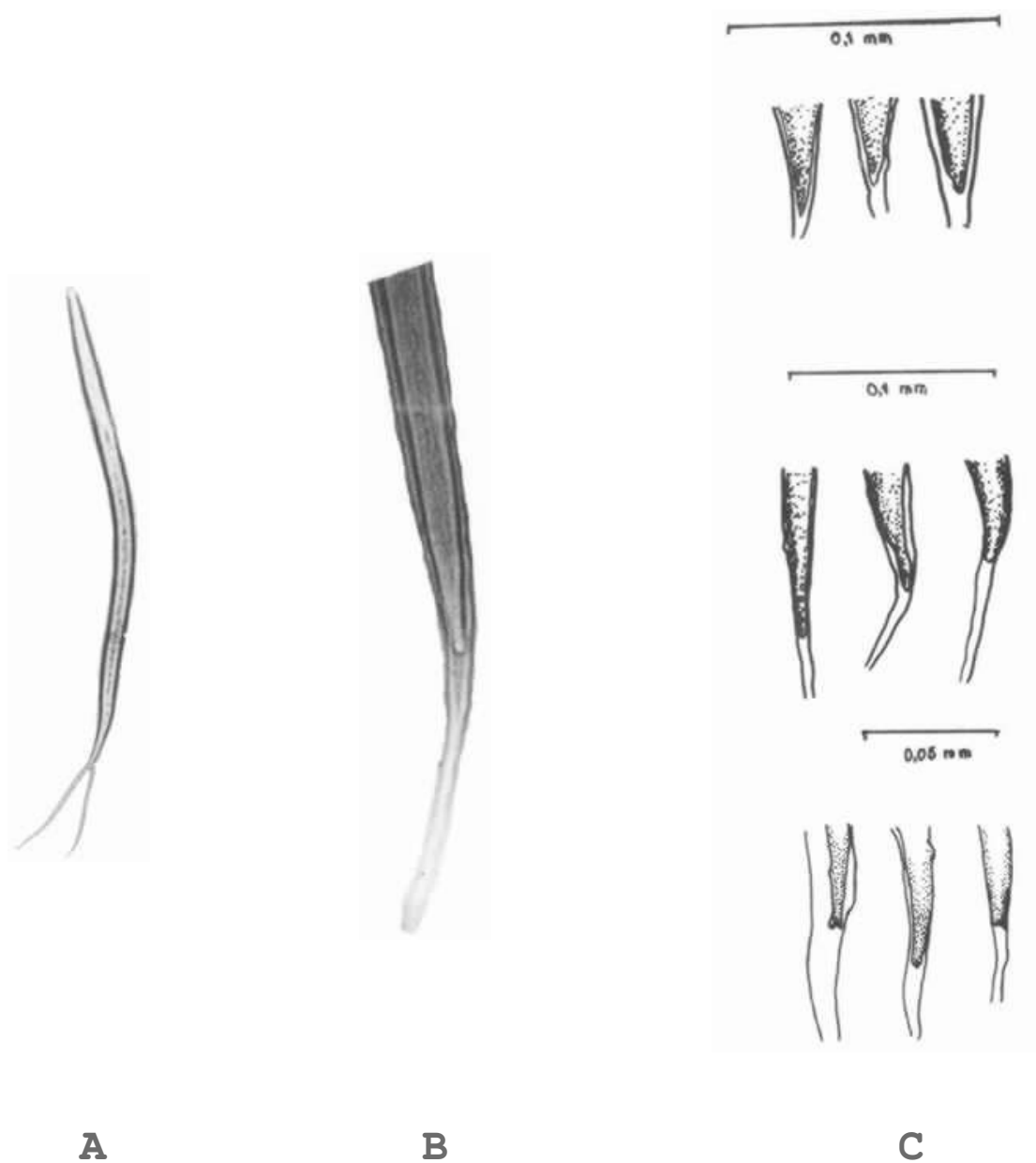


FIGURA 2. Detalhes das larvas infectantes: A. cauda da bainha de *S. edentatus*, 625x; B. cauda da larva de *S. edentatus*, 1875x; C. cauda das larvas de *S. vulgaris*, cima, *S. edentatus* no meio e *S. equinus* abaixo (reprodução do desenho de HUMMELINCK, 1947).

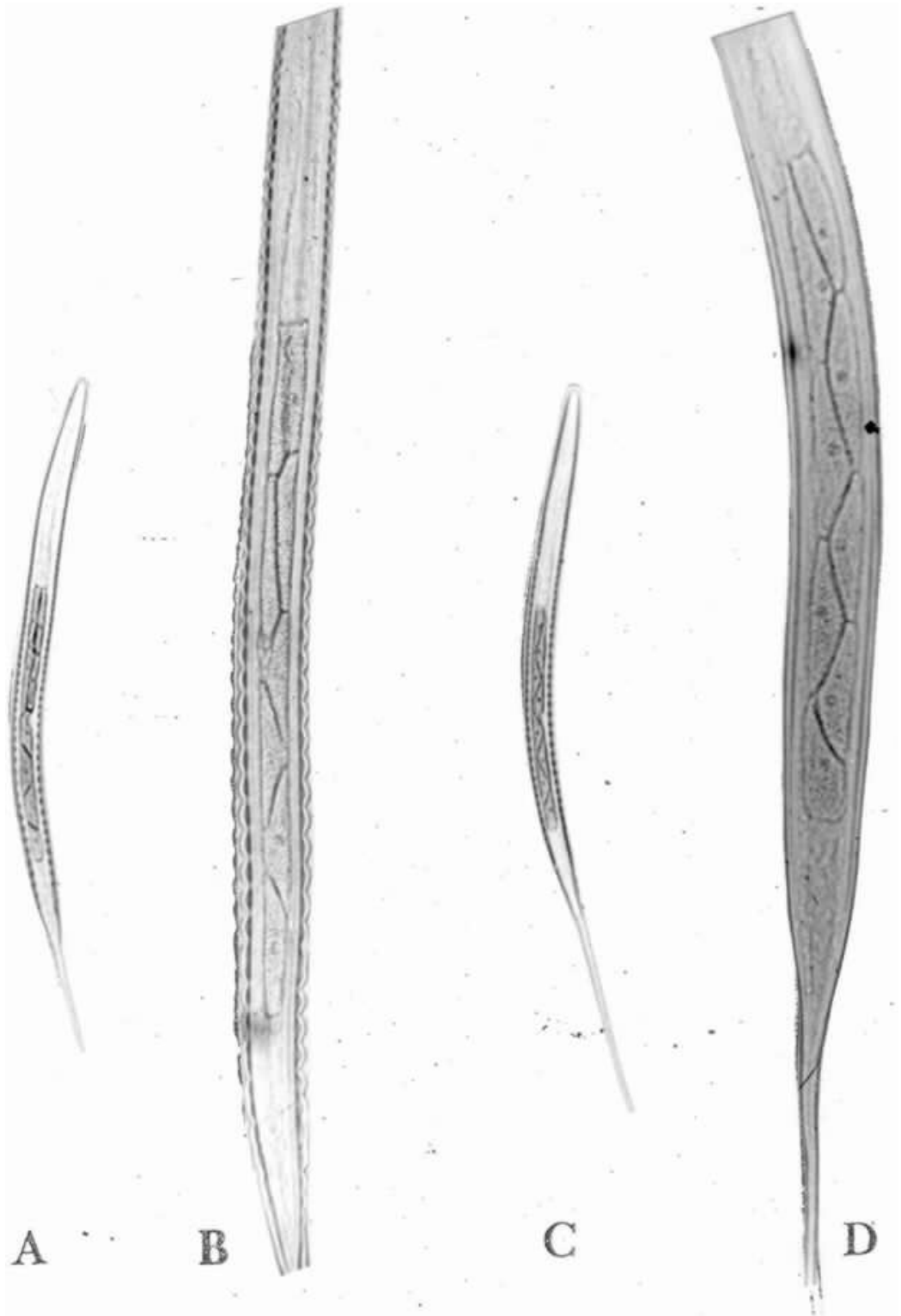


FIGURA 3. Larvas infectantes e detalhes do intestino de Ciastostomíneos não identificados: A. 625X; B. 1875X; C. 625X; D. 1875X.



FIGURA 4. Larvas infectantes e detalhes do intestino de Ciastostomíneos não identificados: A. 625X; B. 1875X; C. 625X; D. 1875X.

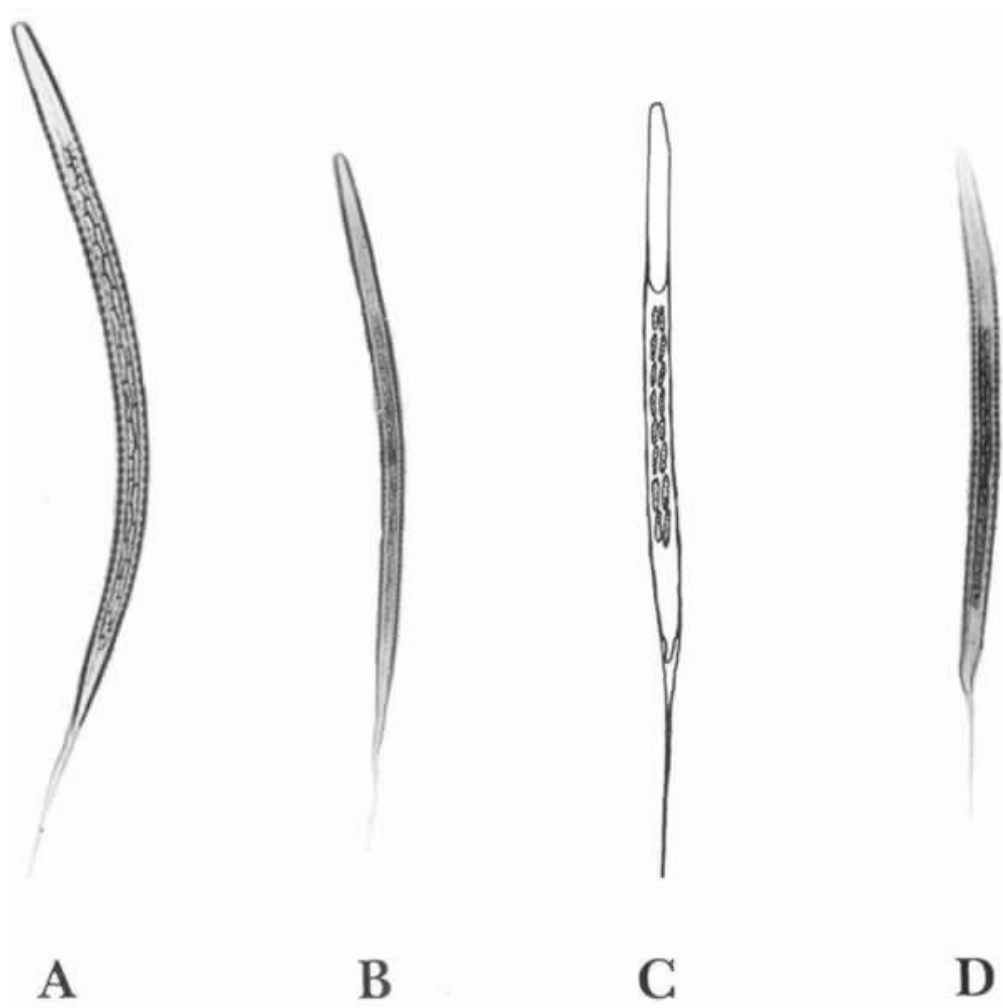


FIGURA 5. Larvas infectantes de: A. *S. vulgaris*; B. *S. edentatus*; C. *S. equinus* (reprodução do desenho de KOPYRIN, 1941); D. *Triodontophorus* spp. 625x.

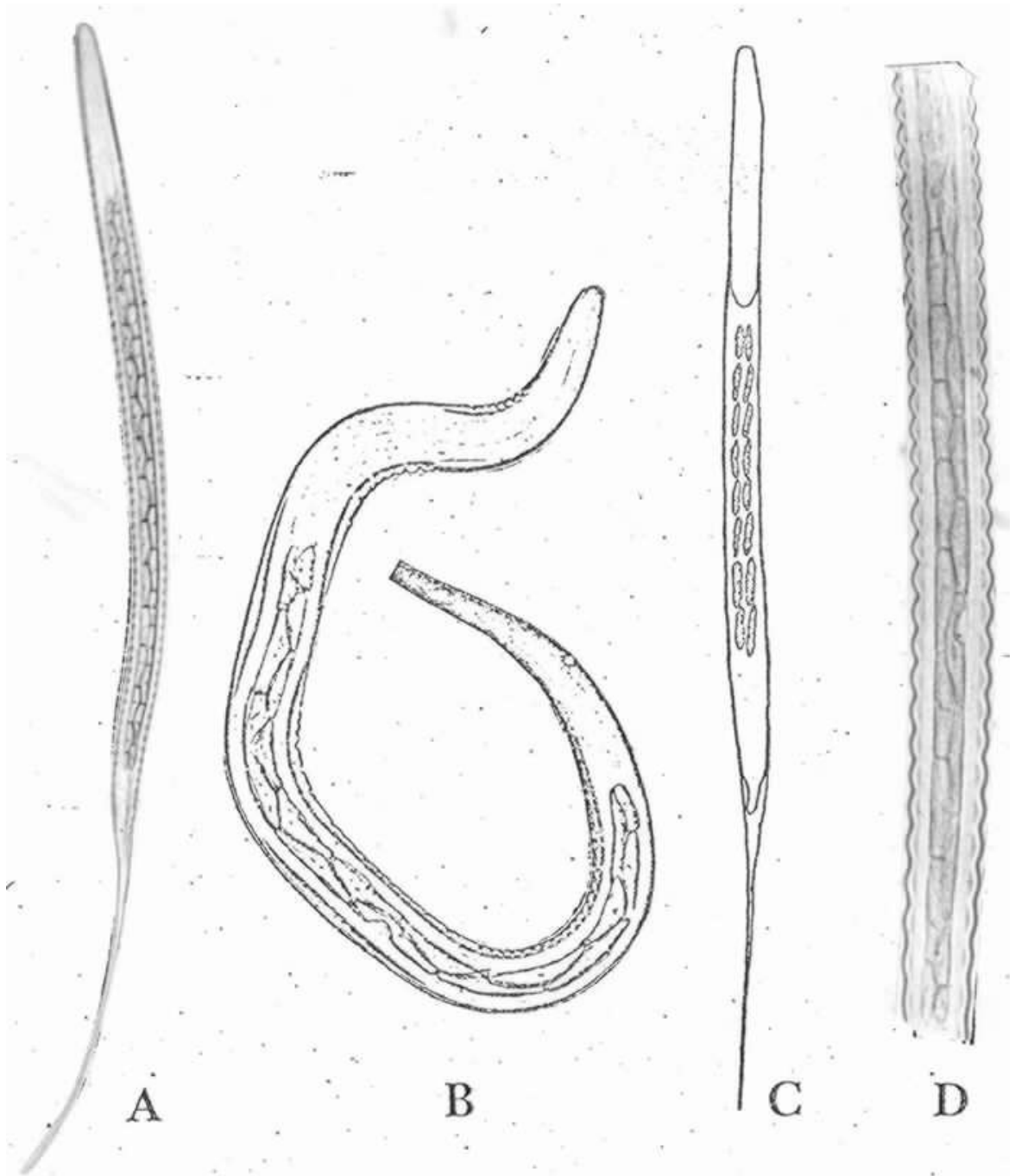


FIGURA 6. Larvas infectantes de: A. *S. vulgaris*, 750X; B. *S. edentatus*, 1875X; C. *S. equinus* (reprodução do desenho de KOPYRIN, 1941); D. *Triodontophorus* spp., 1875X.

tos do ceco e colo de equinos, está na imobilização dos espécimens. As larvas infectantes dos nematóides gastrointestinais de ruminantes são identificados principalmente por características morfológicas externas tais como cauda da bainha e comprimento total. Essas larvas são fixadas através de aquecimento ou lugol. Esses métodos quando utilizados nas L3 estudadas nesse trabalho deformam as células intestinais, principal característica até então utilizada no diagnóstico diferencial dessas larvas. Até o presente momento não foi descrito método ou substância totalmente eficiente na imobilização das L3 dos nematóides intestinais de equinos sem afetar a morfologia de suas células intestinais. Por essa razão as características biométricas tornam-se essenciais no diagnóstico.

Outro fator a ser considerado é o tempo de conservação das larvas para sua perfeita utilização no diagnóstico. Segundo LUCKER (1934) os limites das células intestinais são bem definidos quando a larva é jovem mas tornam-se indistintos com a exaustão da reserva alimentar. OGBOURNE & DUNCAN (1985) relacionaram o tempo de sobrevivência das larvas a sua atividade. As larvas conservam-se por mais tempo sob refrigeração ( $\pm 4^{\circ}\text{C}$ ). A prática adquirida na execução deste trabalho indica que as L3 devem ser examinadas no máximo uma semana após atingirem esse estágio.

Quando as larvas infectantes que possuem dupla fileira de células intestinais são visualizadas lateralmente, as células apresentam-se superpostas e conseqüentemente não é possí-

vel identificá-las através da morfologia do intestino. Este fato ocorre com frequência demonstrando a necessidade da utilização de outros parâmetros na identificação das larvas dos estrogilideos.

#### 4.3. ANÁLISE DOS DADOS BIOMÉTRICOS

As amostras dos seguintes Ciatostomíneos: *G. capitatus*, *C. radiatus*, *C. nassatus*, *C. ashworthi*, *C. minutus* e *C. poculatus* não foram submetidas a análise estatística devido ao pequeno número de exemplares disponíveis.

As distribuições das frequências das medidas de comprimento total, comprimento da cauda da bainha, comprimento do esôfago, distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha, comprimento do intestino e largura estão representadas em gráficos em barra (Figs. 7 a 18). Os limites de variação, as médias e desvios padrões das medidas referentes aos parâmetros acima mencionados são apresentados nas figuras 19 a 30.

Analisando os dados obtidos para as L3 de *S. vulgaris* na tabela 3 verificamos que os resultados publicados por POLUSZYNSKI (1930) apresentam as medidas com maiores dimensões para o comprimento total e para o comprimento da larvas. Os dados obtidos pelo presente trabalho em coprocultura apresentam dimensões menores do que as referidas por POLUSZYNSKI (1930), no entanto maiores que as divulgadas por PETROV & GAGARIN (1937) e HUMMELINCK (1947). HUMMELINCK (1947) que obteve maior média nas medidas de comprimento da cauda da bainha, apresentou menores mé-



TABELA 2. Média e desvio padrão das larvas infectantes de *S. vulgaris*, *S. edentatus*, *T. tenuicollis* em cultura pura para o presente trabalho.

Carater	Larvas infectantes, número de espécimens e meio de cultura				
	<i>S. vulgaris</i> (100)	<i>S. edentatus</i> (100)	<i>S. edentatus</i> (34)	<i>T. tenuicollis</i> (100)	
	Fezes de coelho	Meio líquido com bactérias fecais	Fezes de coelho	Meio líquido com bactérias fecais	
Comprimento total	$\bar{x}$	787,5	654,2	719,3	649,5
	s	4,2	10,5	-	21,0
Comprimento da cauda da bainha	$\bar{x}$	202,3	209,7	244,3	149,4
	s	20,5	18,7	-	18,7
Comprimento do esôfago	$\bar{x}$	134,7	140,6	144,8	169,0
	s	7,2	7,4	-	12,7
Distância do primórdio genital a ponta da cauda da bainha	$\bar{x}$	462,1	402,8	463,2	347,2
	s	29,0	25,3	-	34,2
Comprimento do intestino	$\bar{x}$	389,5	241,9	274,1	243,6
	s	21,4	22,1	-	27,2
Largura	$\bar{x}$	29,0	22,9	22,6	30,9
	s	2,1	1,7	-	3,4

TABELA 3. Comparação entre os dados biométricos das larvas infectantes de *S. vulgaris*, obtidos por diferentes autores em diferentes meios de cultura.

Carater		Autores e meios de cultura				
		POLUSZYNKI (1930)	PETROV & GAGARIN (1937)	HUMMELINCK (1947)	Presente trabalho	Presente trabalho
		Estêrco, agar, chorume	Agar-fecal	Líquido fecal	Coprocultura	Fezes de coelho
Comprimento total	Média	1020	842	810	911,9	787,5
	Lim. superior	1090	927	900	1050,0	886,2
	Lim. inferior	930	748	725	700,0	683,2
Comprimento da larva	Média	740	592	528	644,5	585,2
	Lim. superior	790	730	600	717,5	639,2
	Lim. inferior	670	452	440	557,5	455,0
Comprimento do esôfago	Média	-	129	-	142,2	134,7
	Lim. superior	-	147	-	183,9	187,2
	Lim. inferior	-	113	-	133,4	120,6
Comprimento do intestino	Média	-	400	-	450,9	389,5
	Lim. superior	-	501	-	554,4	454,6
	Lim. inferior	-	302	-	366,7	317,8
Comprimento da cauda da bainha	Média	280	-	282	267,9	202,3
	Lim. superior	340	-	315	332,5	247,0
	Lim. inferior	250	-	240	142,5	128,2
Largura	Média	-	26	-	32,8	29,0
	Lim. superior	-	32	-	39,5	33,8
	Lim. inferior	-	21	-	23,7	23,7

dias para comprimento total e comprimento da larva quando comparados seus resultados com os de POLUSZYNSKI (1930), PETROV & GAGARIN (1937) e o das larvas em coprocultura do presente trabalho.

Excluindo-se a bainha, as larvas de *S. vulgaris*, desenvolvidas em fezes de coelho são maiores do que as obtidas em líquido fecal por HUMMELINCK (1947). As L3 de *S. vulgaris* desenvolvidas em culturas axênicas apresentaram maiores médias e amplitude para comprimento do esôfago e de largura quando comparadas às culturas puras em agar-fecal obtidas por PETROV & GAGARIN (1937).

Com auxílio dos gráficos (Figs. 7, 8 e 19) pode-se demonstrar em relação ao comprimento total que as L3 podem ser listadas em ordem decrescente na seguinte sequência: *S. vulgaris*, *S. equinus*, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp., *S. edentatus* e Ciatostomíneos. Esses resultados concordam com os de POLUSZYNSKI (1930), PETROV & GAGARIN (1937) e HUMMELINCK (1947), para *Strongylus* spp.

A comparação dos dados biométricos obtidos por POLUSZYNSKI (1930), PETROV & GAGARIN (1937), HUMMELINCK (1947) e o presente trabalho para *S. vulgaris* são válidas para *S. edentatus* e *S. equinus* (Tabs. 4 e 5), com exceção do comprimento da larva em que as L3 de *S. edentatus* obtidas em meio líquido com bactérias fecais apresentam menores dimensões do que as desenvolvidas em líquido fecal no estudo de HUMMELINCK (1947).

Pela figura 19 demonstra-se que as L3 de *S. vulgaris*

TABELA 4. Comparação entre os dados biométricos das larvas infectantes de *S. edentatus* obtidos por diferentes autores em diferentes meios de cultura.

Carater		Autores e meios de cultura				
		POLUSZYNSKI (1930)	PETROV & GAGARIN (1937)	HUMMELINCK (1947)	Presente trabalho	Presente trabalho
		Estêrco, agar, chorume	Agar-fecal	Líquido fecal	Coprocultura	Meio líquido com bactérias fecais
Comprimento total	Média	790	721	700	787,1	654,2
	Lim. superior	840	772	840	854,0	700,0
	Lim. inferior	740	665	620	691,0	560,0
Comprimento da larva	Média	520	472	528	505,5	445,5
	Lim. superior	550	544	600	528,7	446,9
	Lim. inferior	480	400	440	463,6	408,0
Comprimento do esôfago	Média	-	142	-	150,5	169,0
	Lim. superior	-	151	-	183,9	156,4
	Lim. inferior	-	132	-	129,2	116,3
Comprimento do intestino	Média	-	283	-	292,2	243,6
	Lim. superior	-	349	-	346,7	285,0
	Lim. inferior	-	216	-	218,1	190,0
Comprimento da cauda da bainha	Média	270	-	290	281,6	149,4
	Lim. superior	300	-	355	325,0	253,1
	Lim. inferior	250	-	255	228,0	152,0
Largura	Média	-	17	-	23,8	30,9
	Lim. superior	-	25	-	28,5	27,0
	Lim. inferior	-	9	-	19,7	19,0

TABELA 5. Comparação entre os dados biométricos das larvas infectantes de *S. equinus* obtidos por diferentes autores em diferentes meios de cultura.

Caracter		Autores e meios de cultura			
		POLUSZYNSKI (1930)	PETROV & GAGARIN (1937)	HUMMELINCK (1947)	Presente trabalho
		Estêrco, agar, chorume	Agar-fecal	Líquido fecal	Coprocultura
Comprimento total	Média	980	750	765	860,3
	Lim. superior	1020	900	870	926,8
	Lim. inferior	920	610	695	770,0
Comprimento da larva	Média	720	528	490	615,2
	Lim. superior	770	645	590	632,8
	Lim. inferior	640	415	435	580,0
Comprimento do esôfago	Média	-	192	-	203,5
	Lim. superior	-	231	-	214,3
	Lim. inferior	-	152	-	190,9
Comprimento do intestino	Média	-	312	-	340,3
	Lim. superior	-	380	-	408,0
	Lim. inferior	-	202	-	218,5
Comprimento da cauda da bainha	Média	250	-	275	227,5
	Lim. superior	300	-	310	311,6
	Lim. inferior	220	-	250	190,0
Largura	Média	-	15	-	21,2
	Lim. superior	-	20	-	25,6
	Lim. inferior	-	9	-	17,5

no parâmetro comprimento total apresentaram maior amplitude e menor desvio padrão demonstrando que a amostra estudada concentra-se em torno da média encontrada, sendo portanto, bastante homogênea.

Pelas figuras 9, 10 e 20, evidencia-se que as medidas para comprimento da cauda da bainha de todas as L3 estudadas apresentaram-se dispersas, demonstrando grande variação nas amostras. Várias hipóteses podem explicar o fato, como por exemplo: erros na medição, pois a cauda filamentosa e fina dificulta a visualização de seu ponto terminal; no caso de *Triodontophorus* spp. e *Poteriostomum* spp. onde várias espécies estão incluídas, pode haver variação específica. Sobre este aspecto os resultados de LUCKER (1938) com as L3 de *P. imparidentatum* que tendiam a apresentar cauda da bainha maior do que as L3 de *P. ratzii*, são um fato inquestionável.

As medidas de comprimento do esôfago em *S. vulgaris* são as mais homogêneas, apresentando apenas quatro classes (Figs. 11, 12 e 21), sendo que 45% das medidas numa única classe.

A maior variação tanto no desvio padrão quanto na amplitude, para o parâmetro comprimento do esôfago aparece nos Ciatostomíneos; considerando a homogeneidade das amostras em relação ao comprimento do esôfago, o caráter deve ser observado no diagnóstico diferencial. As L3 segundo as medidas de comprimento do esôfago ficaram assim ordenadas:, *S. equinus*, Ciatostomíneos, *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp., *S.*

*edentatus* e *S. vulgaris*, em ordem decrescente.

As medidas feitas a partir do primórdio genital à ponta da cauda da bainha, incluem parte do intestino, em geral a metade e a cauda da bainha. Pelas figuras 13 e 14, demonstra-se que esse caráter tem distribuição unimodal em *S. vulgaris*, *S. edentatus*, *Poteriostomum* spp. e *Triodontophorus* spp. Nos Ciatostomíneos o desvio padrão fica próximo à amplitude (Fig. 23).

Quanto ao comprimento do intestino, poderia se esperar que estivesse relacionado ao número de células. Essa hipótese não é verdadeira pois *S. equinus* com 16 células intestinais apresenta-se com maiores dimensões que *Triodontophorus* spp. com 20 células (Figs. 15, 16 e 22). Esse parâmetro apresenta as menores amplitudes para todas as L3 estudadas.

Pelas figuras 17, 18 e 24 demonstra-se a dispersão das medidas obtidas para largura, a distribuição dessas medidas para *Triodontophorus* spp., *Poteriostomum* spp., Ciatostomíneos e *S. edentatus* é unimodal com tendência central.

As L3 de *S. edentatus* já foram desenvolvidas em seis diferentes meios de cultura por diversos autores ; os valores de biometria obtidos estão próximos entre si. GLASER & STOLL (1938) afirmaram que ao aprimorarem o meio de cultura no que se refere à alimentação das larvas conseguiram larvas infectantes com maiores dimensões. Em todos os meios utilizados a alimentação foi com colibactérias, streptococos, lactobacilos, clostrídeos, fungos e leveduras (NURMIO, ROIRANEN, TUPAMÄKI, 1973).

As figuras de 25 a 30 comparam as medidas obtidas para *S. vulgaris*, *S. edentatus* e *Triodontophorus* spp. em cultura pura e mista, demonstram que apesar dos espécimens obtidos a partir de culturas puras serem menores, as figuras formadas são semelhantes. A exceção está em *Triodontophorus* spp. e *T. tenuicollis* quanto ao comprimento do esôfago e largura do corpo. Os espécimens de *T. tenuicollis* (cultura pura) apresentam comprimento médio de esôfago de 169,0 um e os de *Triodontophorus* spp. de 168,1 um. Quanto a largura média de *T. tenuicollis* é de 30,9 um e a mesma média para *Triodontophorus* spp. é de 28,2 um. Nas culturas mistas as L3 do gênero *Triodontophorus* spp. não se diferenciam especificamente quanto a morfologia (KOPYRIN, 1941, LUCKER, 1938). Um estudo biométrico das diferentes espécies desse gênero poderá demonstrar diferenças específicas.

Na tabela 6 estão comparados os dados obtidos para *T. tenuicollis* desenvolvidos em dois tipos de cultura e para *Triodontophorus* spp. em cultura mista. PETROV & GAGARIN (1937) obtiveram maiores índices biométricos em todos os parâmetros quando comparados ao presente trabalho, exceto para largura. Esses resultados diferem quando a comparação é feita entre os dados de *T. tenuicollis* obtidos por PETROV & GAGARIN (1937) e os do presente trabalho para *Triodontophorus* spp. A partir desse confronto verificamos que o comprimento total de *Triodontophorus* spp. é maior e a largura idêntica nos dois tipos de cultura. Nos outros caracteres estudados os dados para *T. tenuicollis* (PETROV & GAGARIN, 1937) desenvolvidos em agar-fecal são maiores do que



TABELA 6. Dados biométricos das larvas infectantes de *T. tenuicollis* e *Triodontophorus* spp. desenvolvidos em diferentes meios de cultura.

Carater		Autores e meios de cultura		
		PETROV & GAGARIN (1937) <i>T. tenuicollis</i>	Presente trabalho <i>T. tenuicollis</i>	Presente trabalho <i>Triodontophorus</i> spp.
		Agar-fecal	Bactérias fecais	Coprocultura
Comprimento total	Média	774	649	802,0
	Amplitude	673-875	560,0-770,0	729,0-882,0
Comprimento da larva	Média	556	490,1	533,7
	Amplitude	502-611	431,8-564,4	502,0-534,7
Comprimento do esôfago	Média	180	169	168,1
	Amplitude	148-201	137,2-223,2	142,5-186,6
Comprimento do intestino	Média	328	243,6	286,0
	Amplitude	289-367	190,0-380,0	228,0-360,0
Largura	Média	28	30,9	28,2
	Amplitude	23-32	24,7-42,7	23,2-38,0

os de *Triodontophorus* spp. em cultura mista.

Analisando os dados médios para *P. ratzii* nas tabelas 1 e 7 concluímos que os de LUCKER (1934) são menores que as médias desse estudo em coprocultura.

Através da comparação das tabelas 1 e 8 verificou-se que os diferentes gêneros e espécies da sub-família Cyathostominae estudados por LUCKER (1935, 1936, 1938) e o presente estudo assemelham-se.

As larvas do grupo dos Ciatostomíneos obtidas a partir de cultura pura também apresentam medidas similares, diferindo apenas quanto ao comprimento da cauda da bainha, onde as espécies estudadas por LUCKER (1935, 1936, 1938) apresentam médias inferiores ao desvio padrão do grupo. Somente *C. pateratum* apresentou o comprimento médio da cauda da bainha dentro dos limites dos desvios padrões encontrados para os Ciatostomíneos.

Visando a diferenciação específica dos nematóides intestinais através do estudo biométrico dos ovos dos estrogílos e pequenos estrogilídeos, HUEBER (1926) e KOPYRIN (1941) concluíram que não é possível fornecer um diagnóstico pela ovoscopia. BIRD (1971) afirma que os ovos dos nematóides são morfologicamente similares e que o tamanho do ovo não tem relação com o parasito adulto.

WHITLOCK (1959) e RODRIGUES & HONER (1985) descreveram técnicas para diagnosticar o parasitismo por nematóides gastrintestinais de ovinos e bovinos, pelas larvas de primeiro estágio, concluindo pela eficiência desse método. Estudos seme-

TABELA 7. Média e desvio padrão de larvas infectantes obtidas em cultura mista para o presente trabalho.

Carater	Larvas infectantes e número de exemplares obtidos por coprocultura						
	<i>S. vulgaris</i> (100)	<i>S. edentatus</i> (100)	<i>S. equinus</i> (40)	<i>Triodontophorus</i> spp. (100)	<i>Potteriosomum</i> spp. (100)	<i>Cyathostomíneos</i> típicos (100)	
Comprimento total	$\bar{x}$	911,1	787,1	860,3	802,3	796,8	760,5
	s	13,3	37,1	38,8	38,5	23,8	74,2
Comprimento da cauda da bainha	$\bar{x}$	267,9	281,6	227,5	268,3	302,7	291,6
	s	39,5	22,2	25,5	38,2	39,1	24,0
Comprimento do esôfago	$\bar{x}$	144,2	150,5	203,5	168,1	165,7	186,6
	s	4,2	7,7	6,0	8,2	7,7	13,7
Distância do primórdio genital a ponta da cauda da bainha	$\bar{x}$	560,0	512,8	482,0	491,8	508,0	490,3
	s	41,3	29,1	54,5	29,4	42,6	33,7
Comprimento do intestino	$\bar{x}$	450,9	292,2	340,3	286,0	264,2	218,2
	s	33,6	18,3	43,1	21,8	21,8	22,1
Largura	$\bar{x}$	32,8	23,8	21,2	28,2	28,0	26,8
	s	2,7	1,6	1,8	2,9	2,6	2,6

TABELA 8. Média obtida para dez larvas infectantes, desenvolvidas em culturas mista e pura, para o presente trabalho.

Carater	Larvas infectantes e meio de cultura					
	<i>G. capitatus</i>	<i>C. radiatus</i>	<i>C. nassatus</i>	<i>C. ashworthi</i>	<i>C. minutus</i>	<i>C. poculatus</i>
	Coprocultura	Meio líquido com bactérias fecais	Meio líquido com bactérias fecais	Fezes de coelho	Fezes de coelho	Fezes de coelho
Comprimento total	$\bar{x}$ 749,3	588,7	700,0	679,0	775,6	621,9
Comprimento da cauda da bainha	$\bar{x}$ 297,2	197,2	318,8	255,0	306,8	202,0
Comprimento do esôfago	$\bar{x}$ 163,4	170,0	168,1	179,0	190,0	163,5
Distância do primórdio genital a ponta da cauda da bainha	$\bar{x}$ 500,3	366,4	501,6	413,4	503,5	367,5
Comprimento do intestino	$\bar{x}$ 224,4	174,0	190,0	174,5	211,3	166,8
Largura	$\bar{x}$ 26,6	23,6	21,3	25,0	26,6	23,1

lhantes executados por HUEBER (1926), KOPYRIN (1941) e PETROV & GAGARIN (1937) para nematóides intestinais de equinos, concluíram que as diferenças estruturais das larvas nos estádios pré-infectantes, eram insuficientes para permitirem uma diferenciação específica. No entanto OGBOURNE (1971) em seu trabalho sobre morfologia das L1, afirma, que com a sua experiência pessoal pode identificar as espécies de *strongylus* com base na morfologia das larvas de primeiro estágio.

Até então os pequenos estrongilídeos eram considerados pouco patogênicos. Estudos recentes de CHIEJINA & MASON (1977), ARUNDEL (1985), GILE, URQUHART & LOGSTAFFE (1985) demonstraram a patogenicidade desses, e a comprovada resistência dos *Cyathostomíneos* aos benzimidazóis dá outra dimensão da importância desse grupo (ROUND, 1974; DRUDGE, LYONS & TOLLIVER, 1977; BATISTA NETO, GRISI & LANFREDI, 1987; GRIFFIN et al., 1983).

A grande variedade de espécies das sub-famílias *Strongylinae* (14 espécies descritas) e *Cyathostominae* (41 espécies descritas) exige estudos detalhados para um diagnóstico preciso desses nematóides.

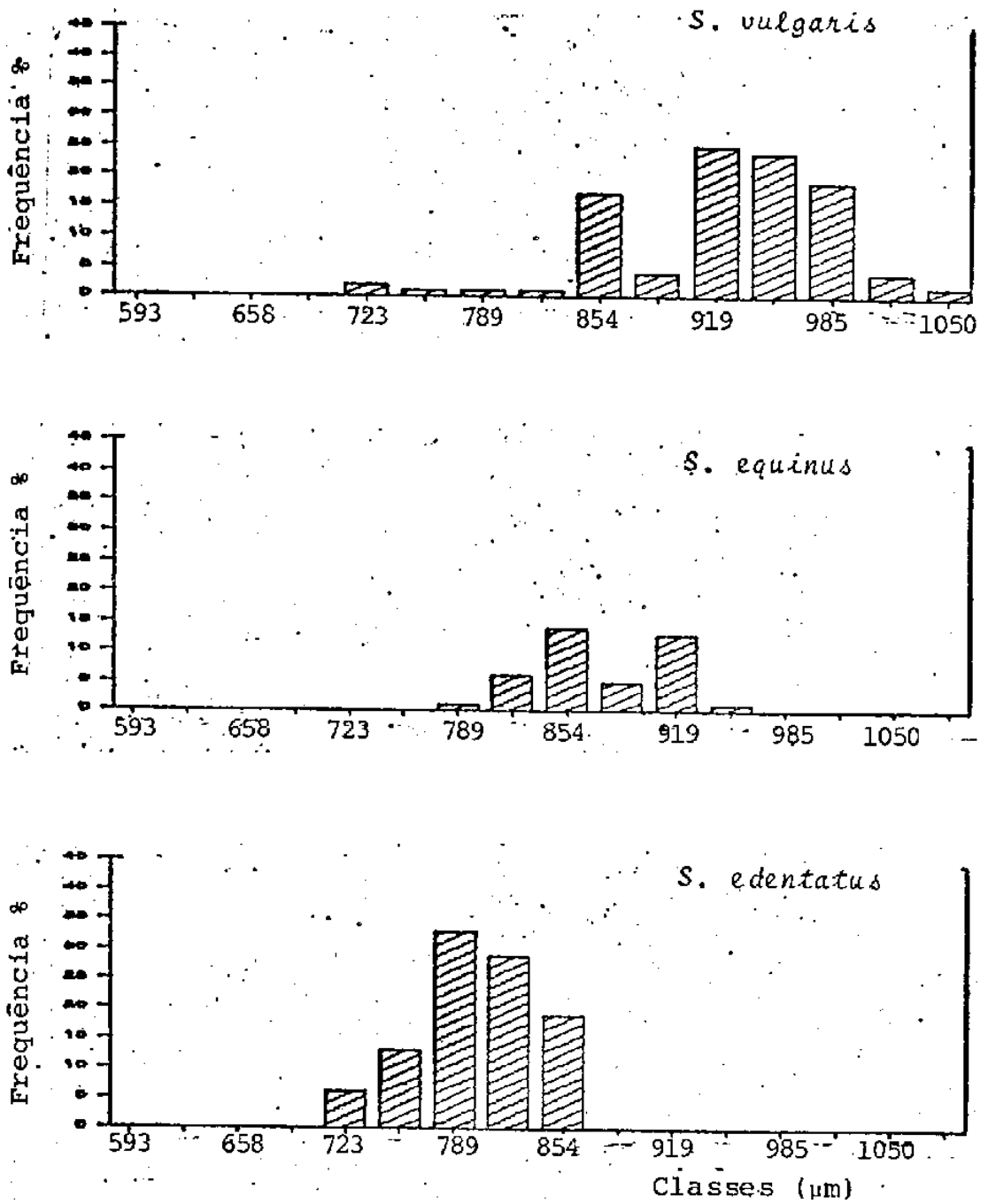


FIGURA 7. Distribuição da frequência das medidas de comprimento total.

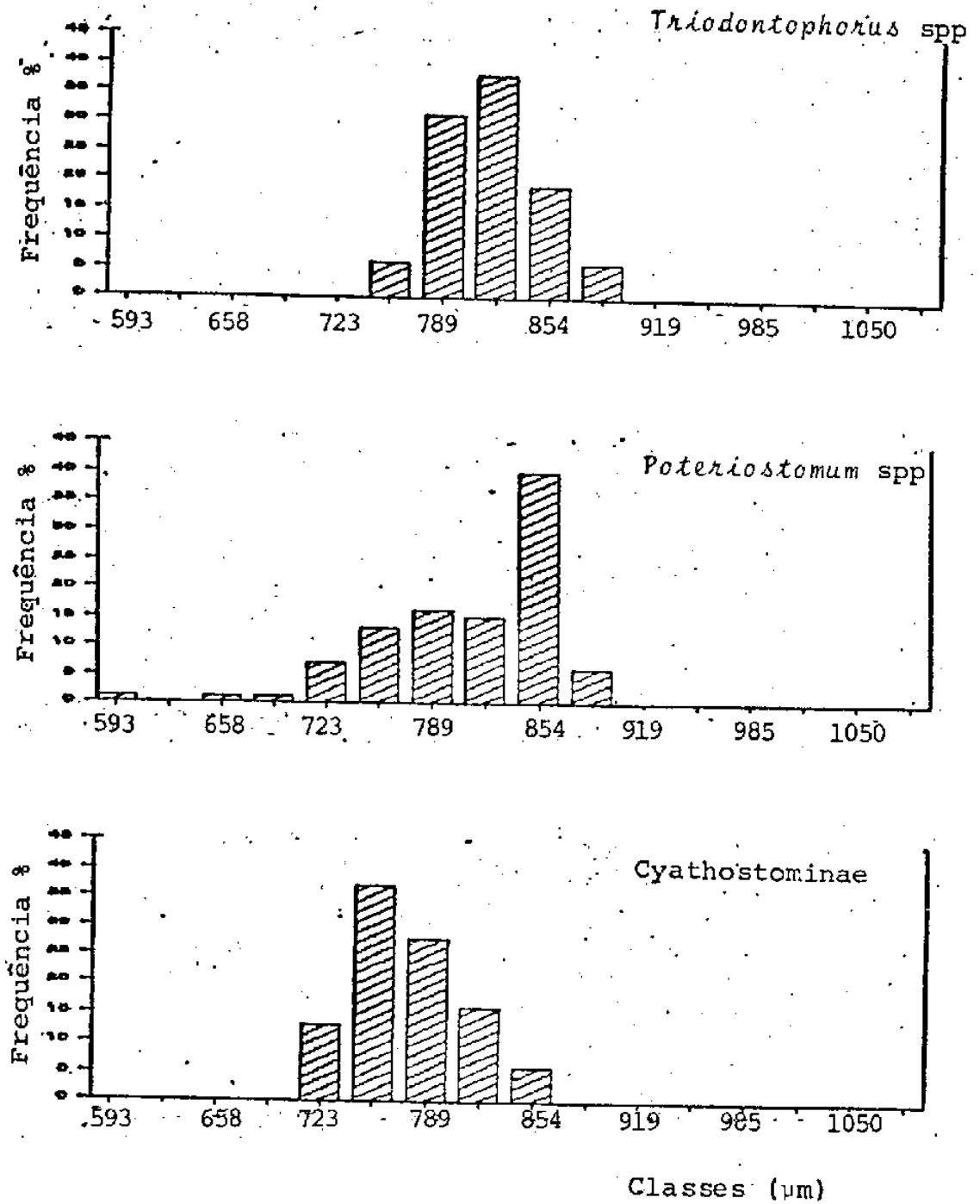
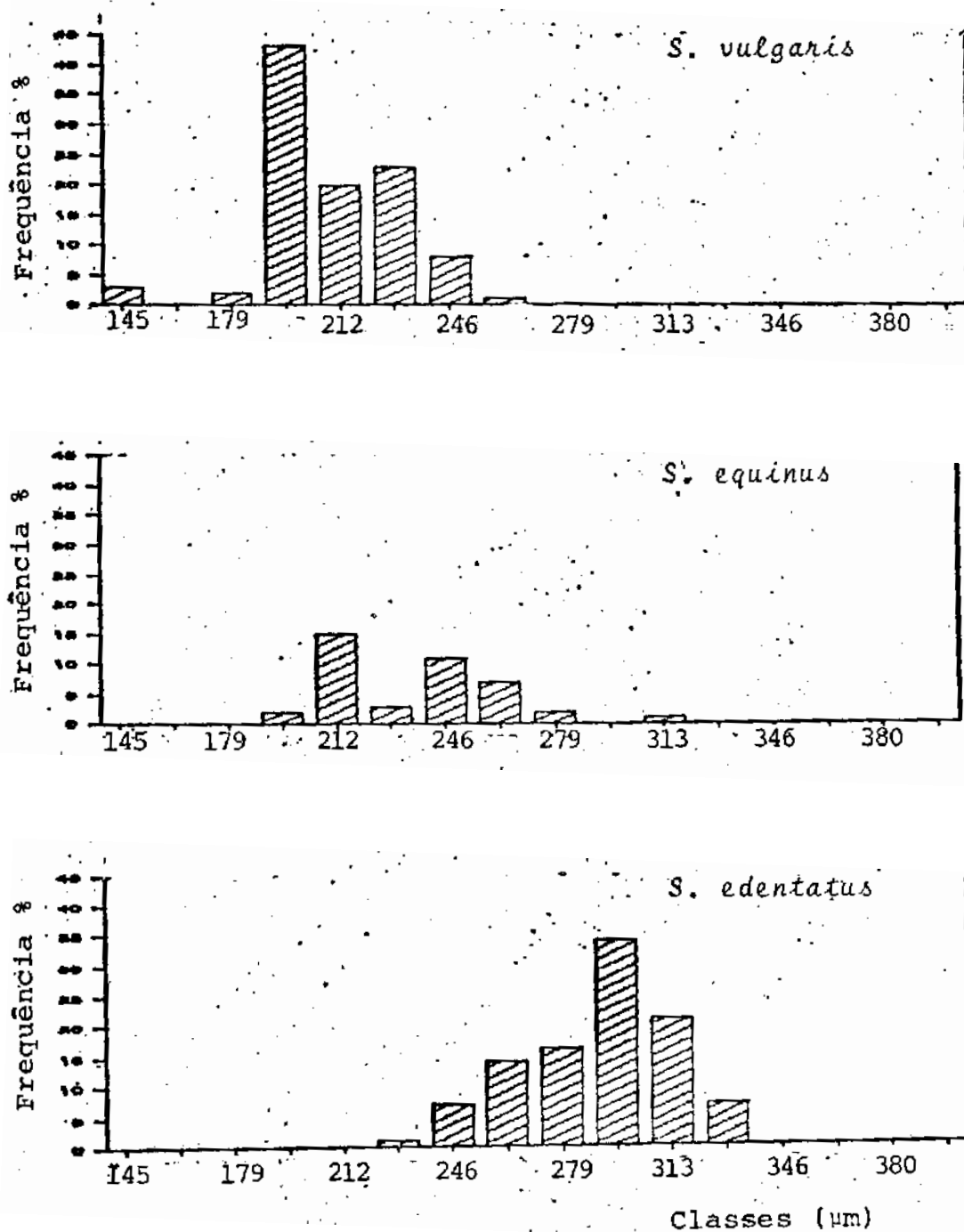


FIGURA 8. Distribuição da frequência das medidas de comprimento total.



.FIGURA 9. Distribuição da frequência das medidas de comprimento da cauda da bainha.



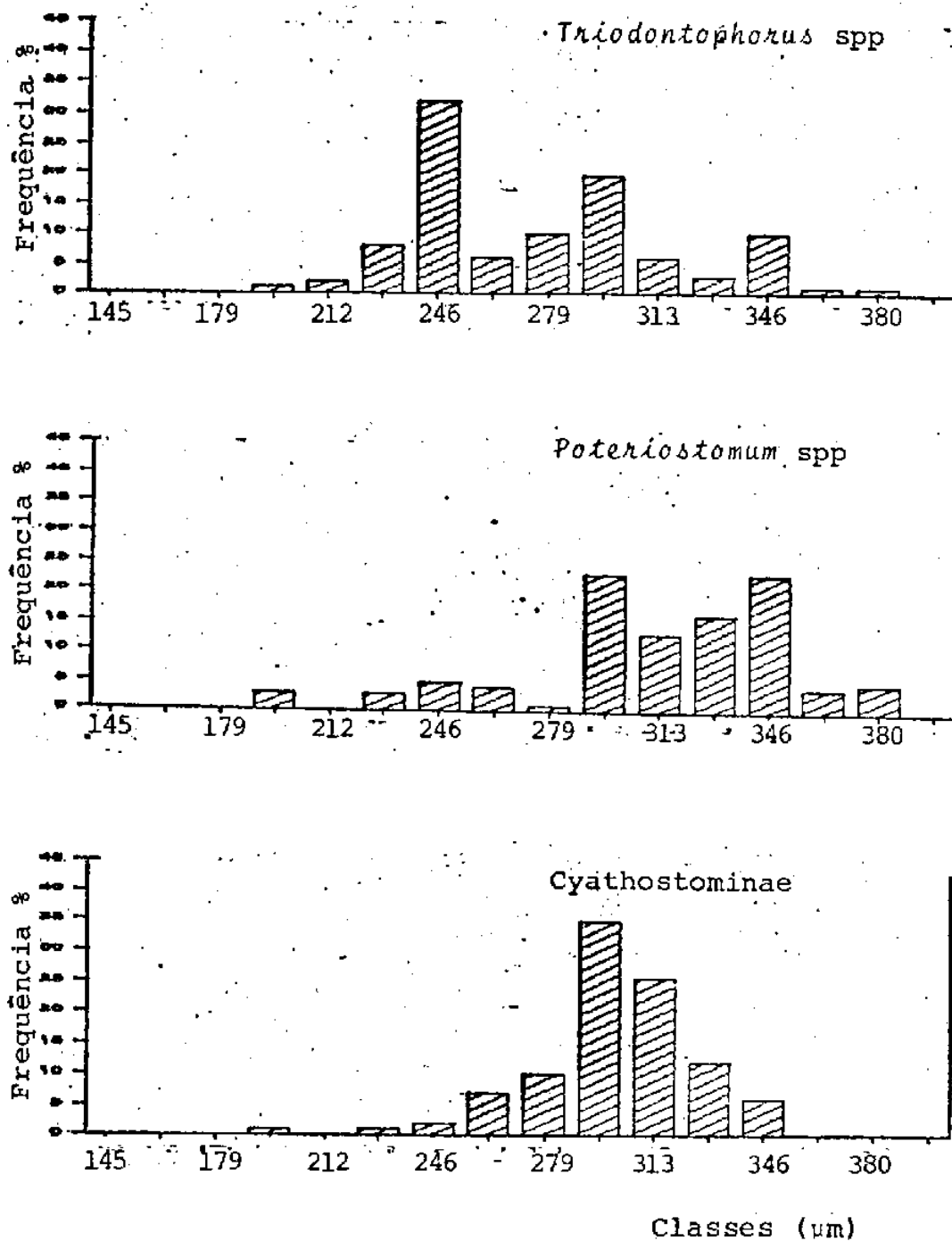


FIGURA 10. Distribuição da frequência das medidas de comprimento da cauda da bainha.

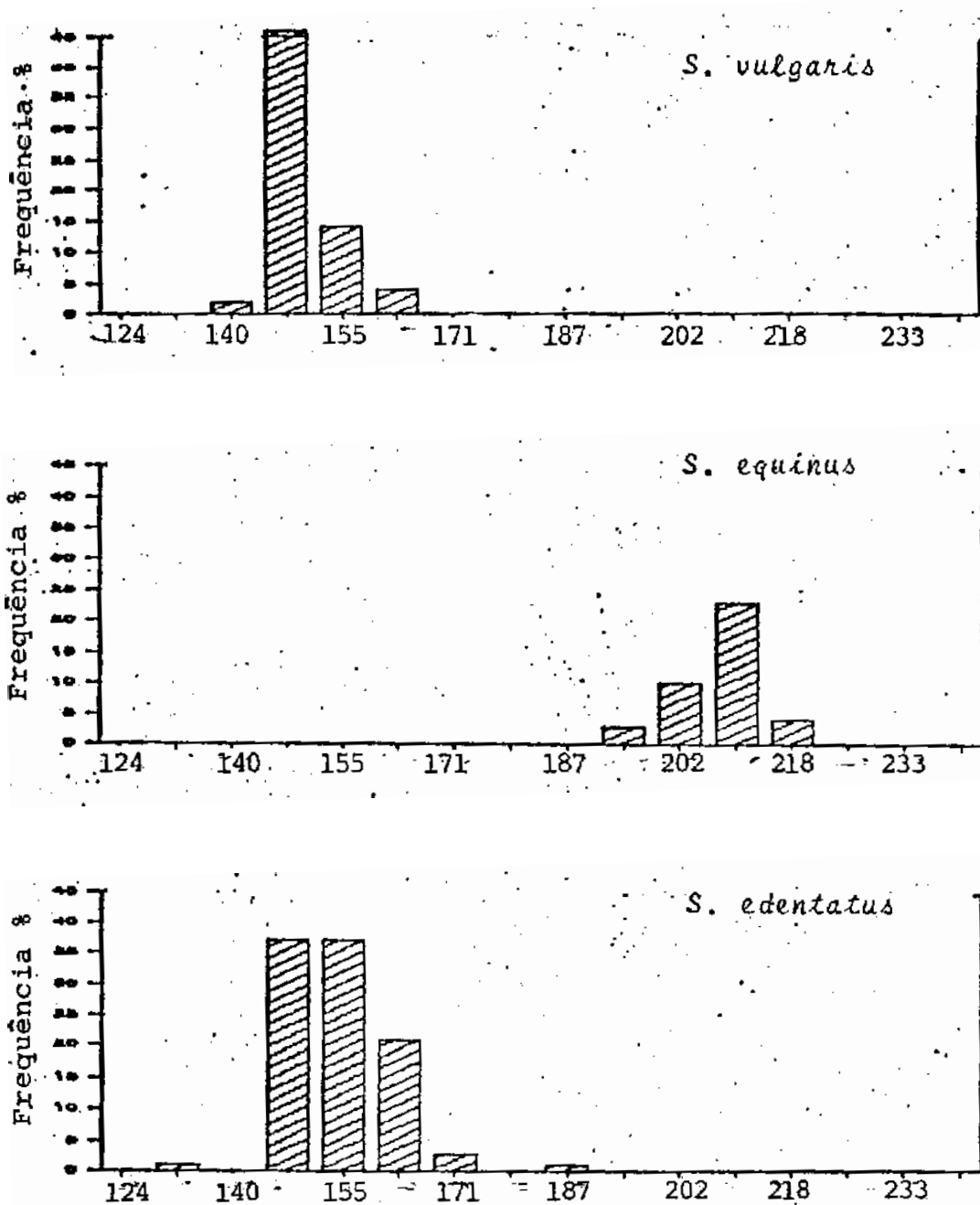


FIGURA 11. Distribuição da frequência das medidas de comprimento do esôfago.

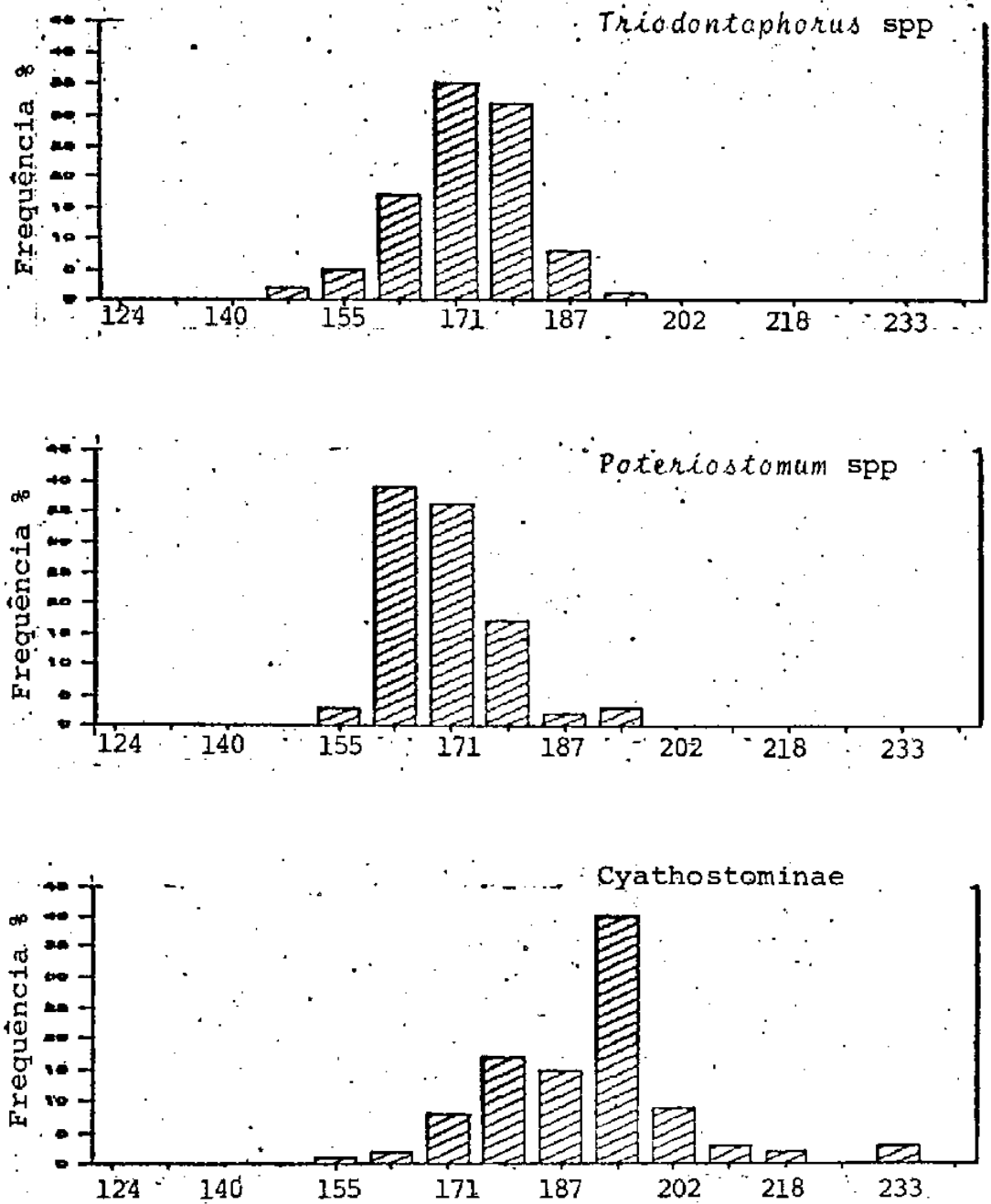


FIGURA 12. Distribuição da frequência das medidas de comprimento do esôfago.

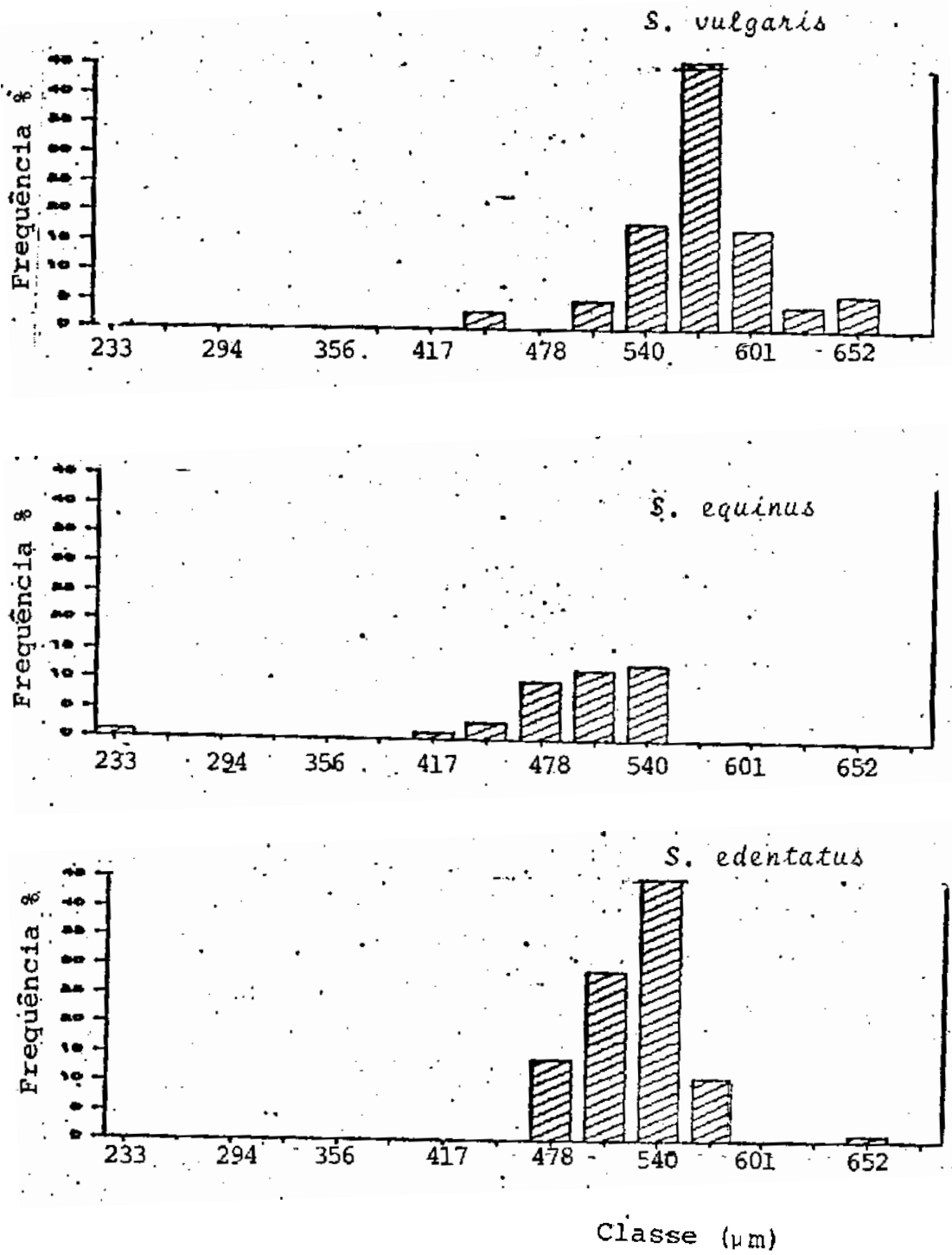


FIGURA 13. Distribuição da frequência das medidas de distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha.

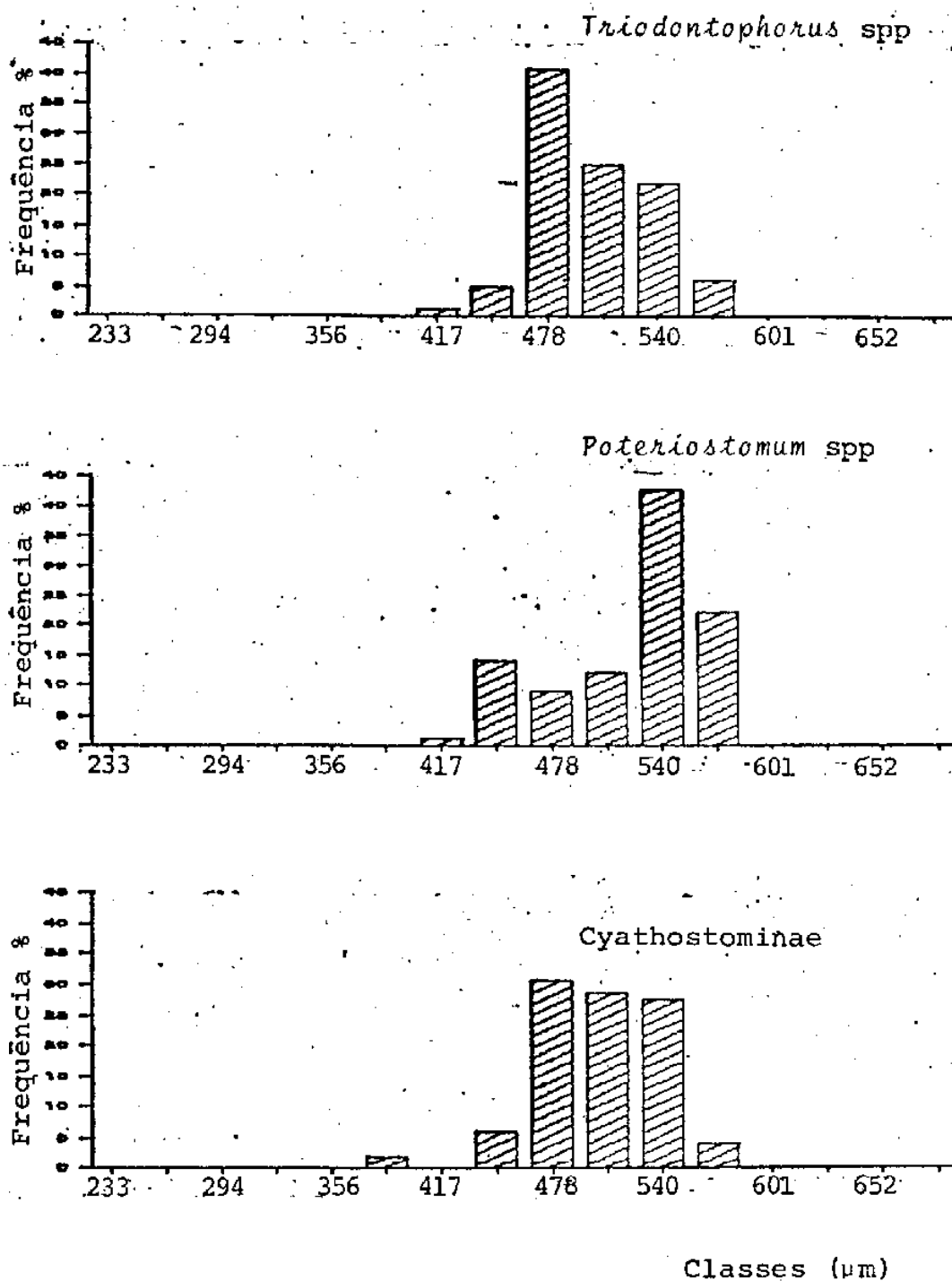


FIGURA 14 Distribuição da frequência das medidas da distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha.

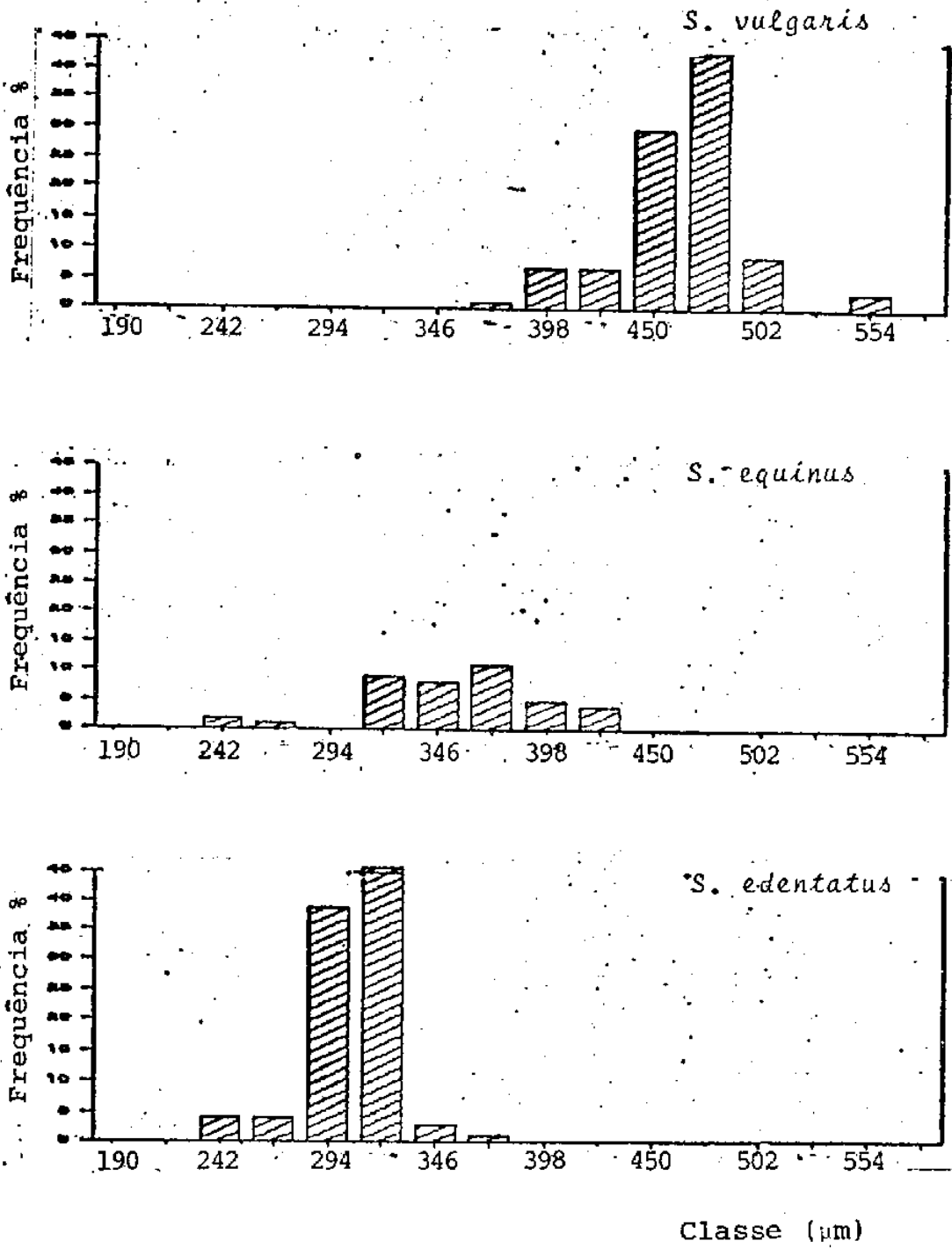


FIGURA 15. Distribuição da frequência das medidas de comprimento do intestino.

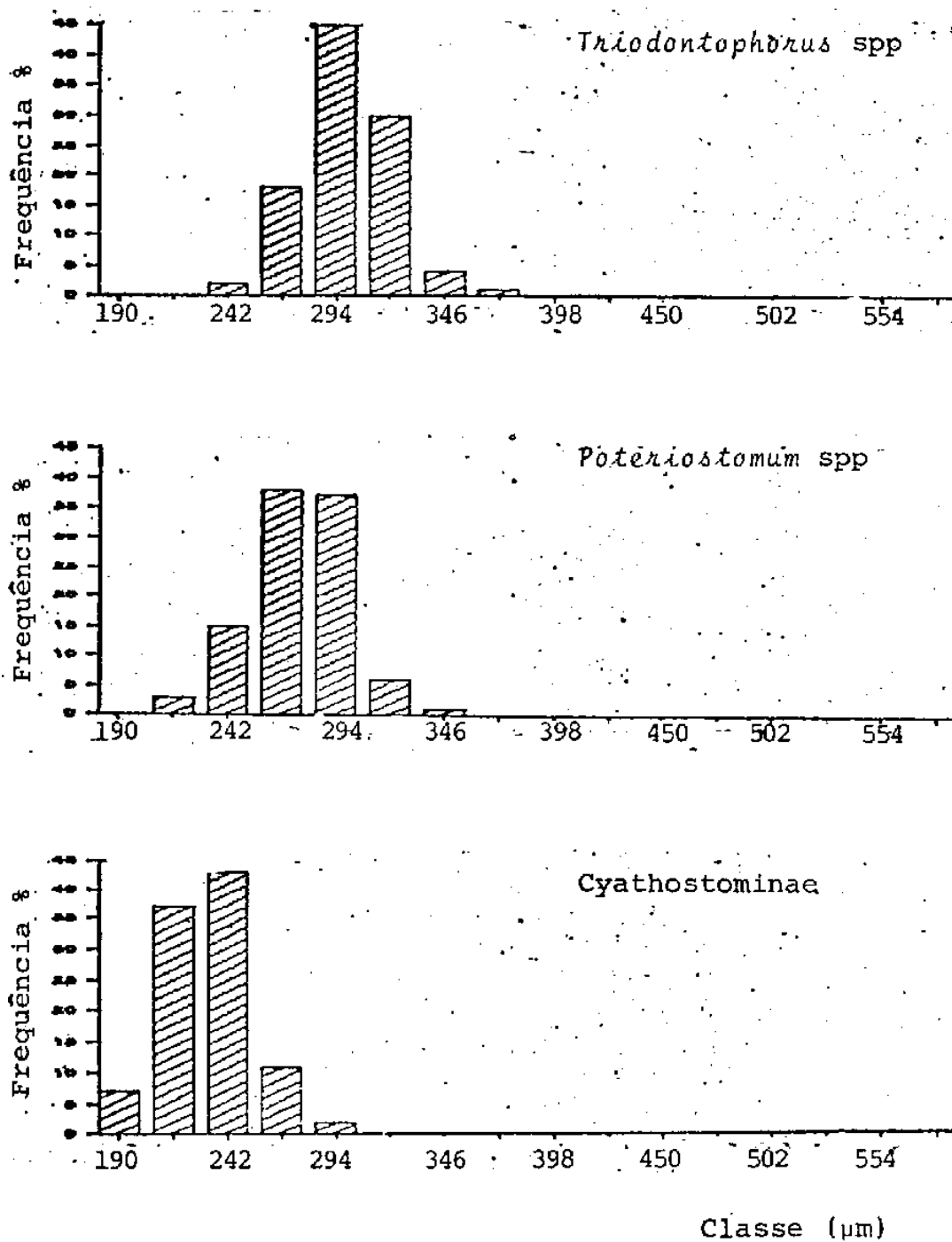


FIGURA 16. Distribuição da frequência das medidas de comprimento do intestino.

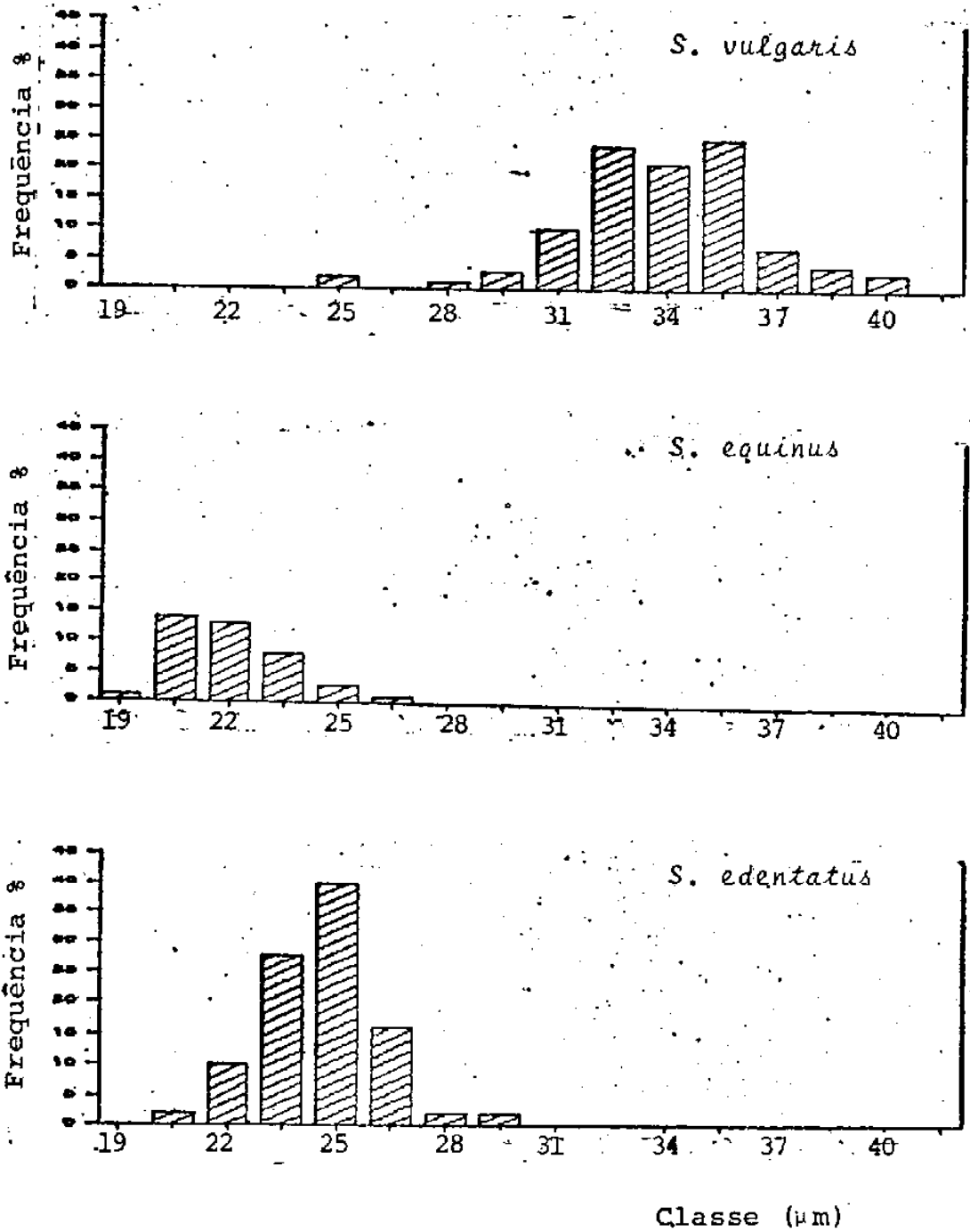


FIGURA 17. Distribuição da frequência das medidas de largura.



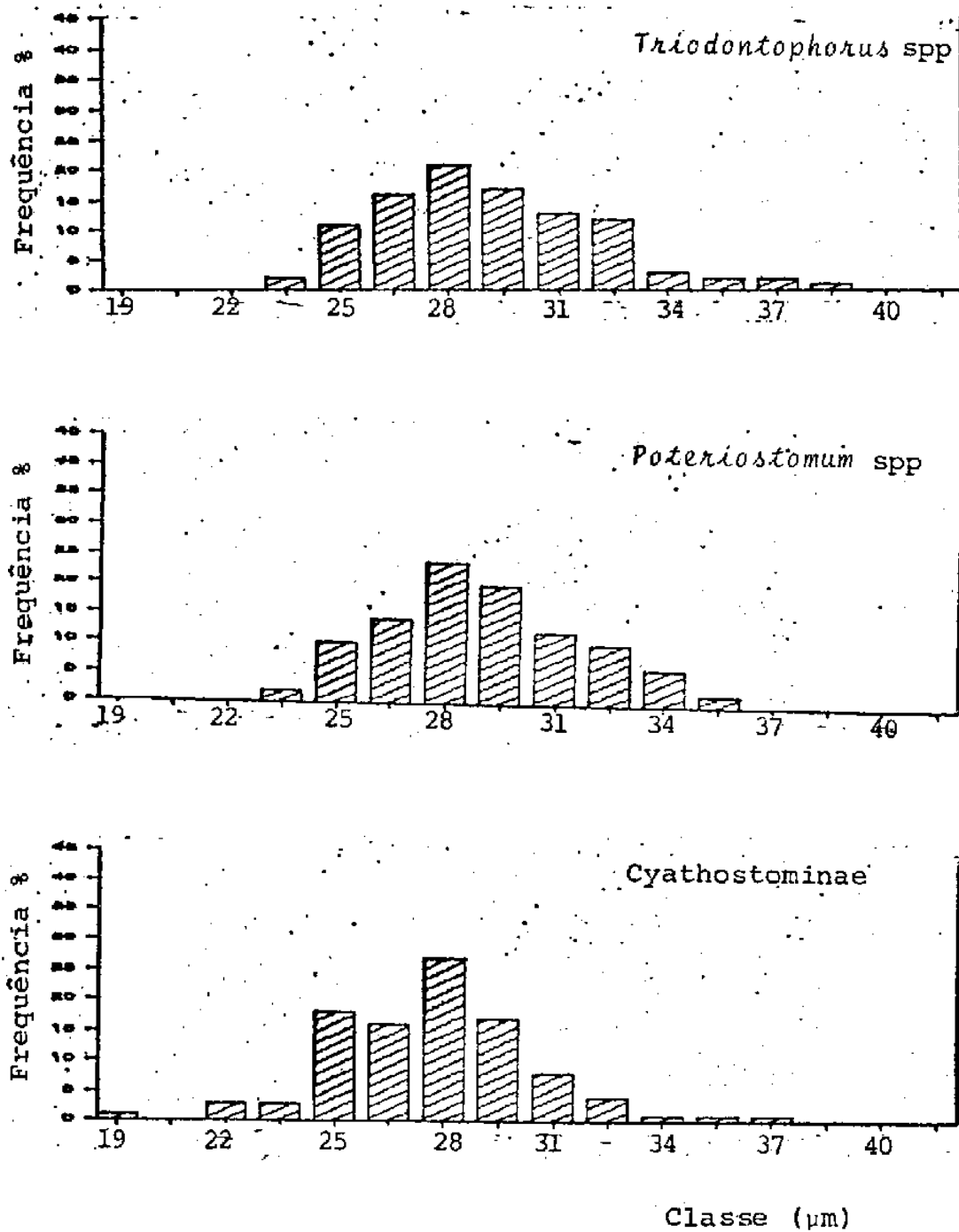


FIGURA 18. Distribuição da frequência das medidas de largura.

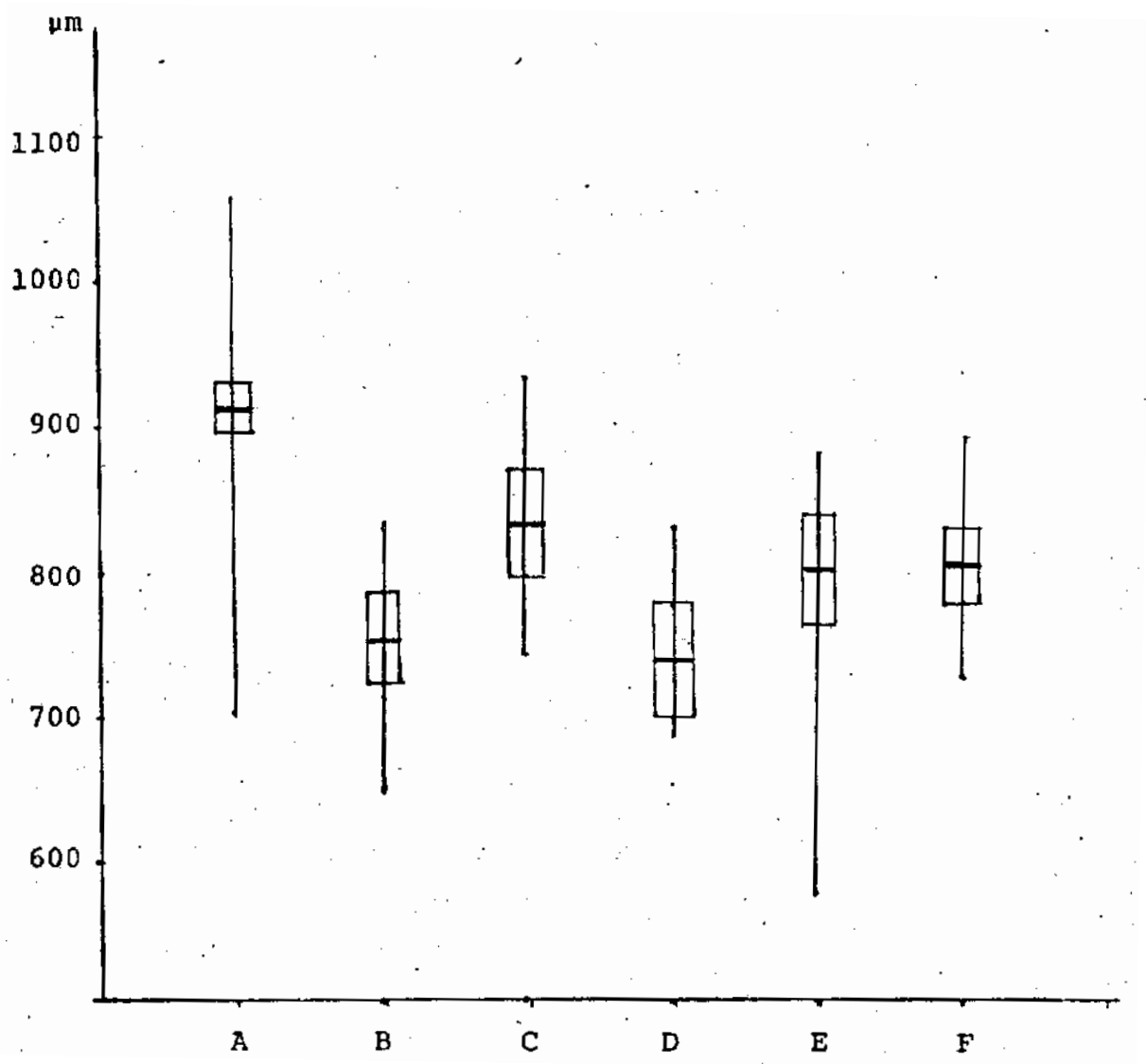


FIGURA 19. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de comprimento total obtidas em culturas mistas de: A. *S. vulgaris*, B. *S. edentatus*, C. *S. equinus*, D. Ciatostomíneo, E. *Poteriostomum* spp., F. *Triodontophorus* spp.

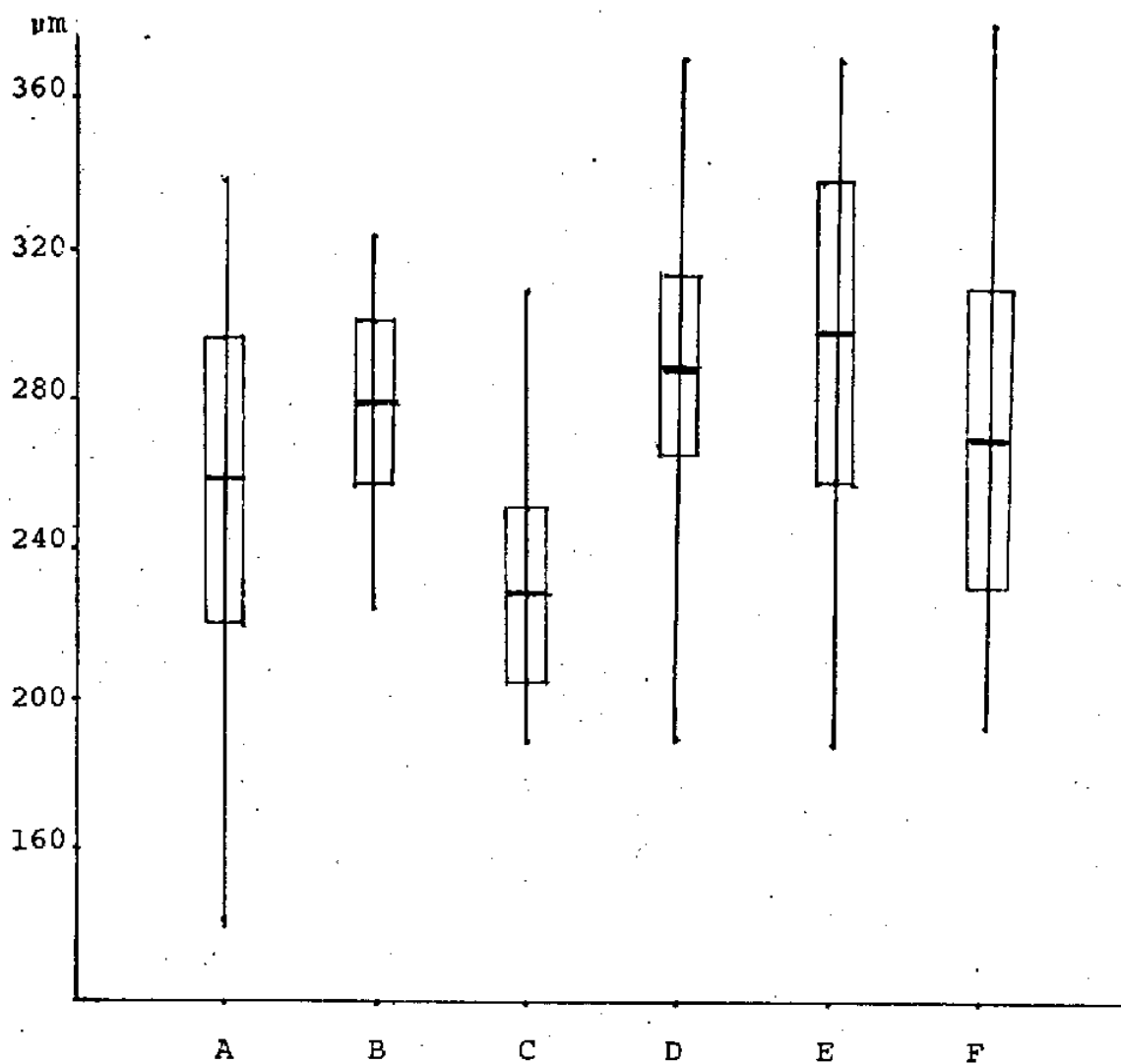


FIGURA 20. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de comprimento da cauda da bainha, obtidas em culturas mistas de: A. *S. vulgaris*, B. *S. edentatus*, C. *S. equinus*, D. Ciatostomíneos, E. *Poteriostomum* spp., F. *Triodontophorus* spp.

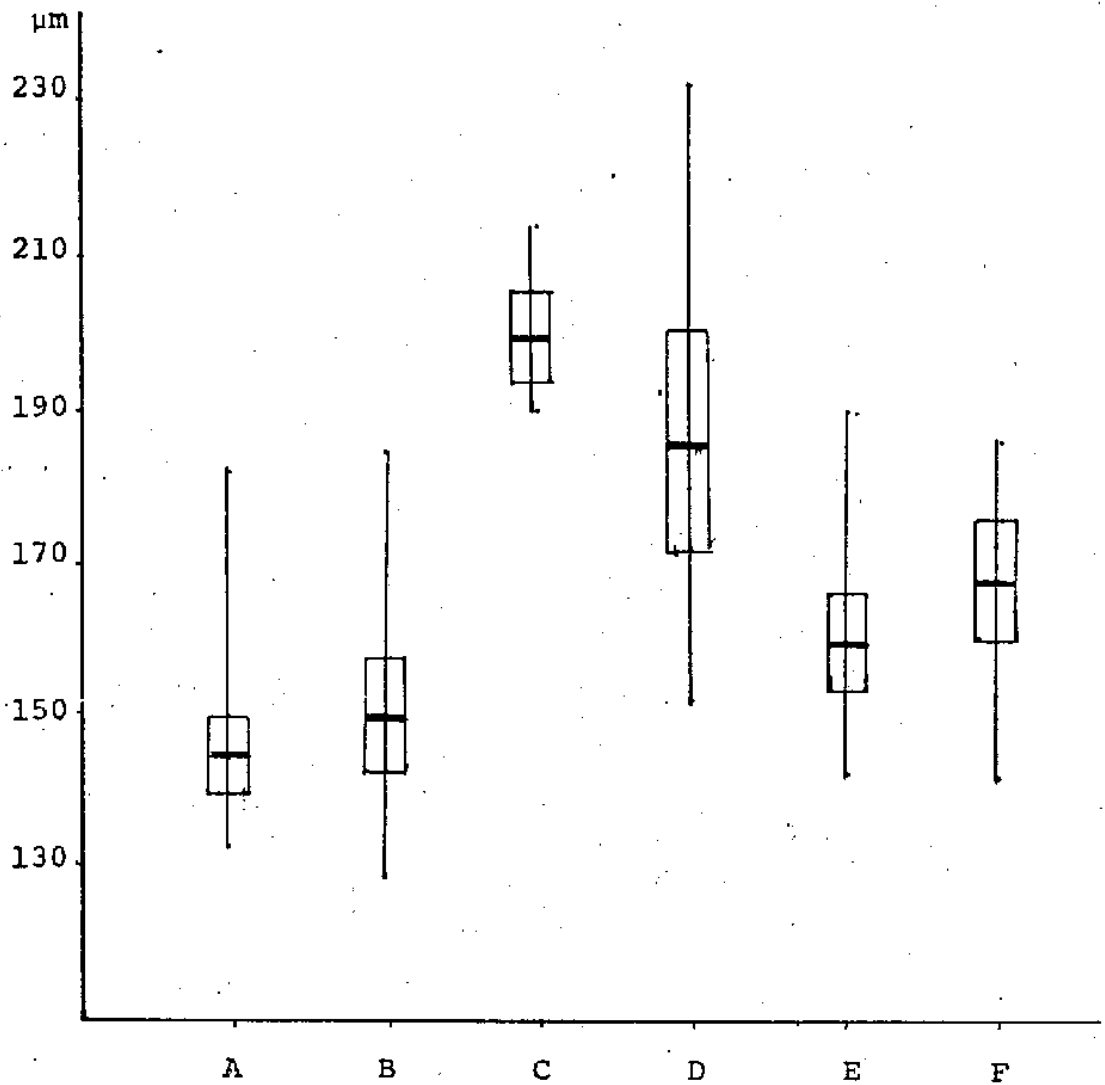


FIGURA 21. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de comprimento de esôfago, obtidas em culturas mistas de: A. *S. vulgaris*, B. *S. edentatus*, C. *S. equinus*, D. Ciatoromíneos, E. *Poteriostomum* spp., F. *Triodontophorus* spp.

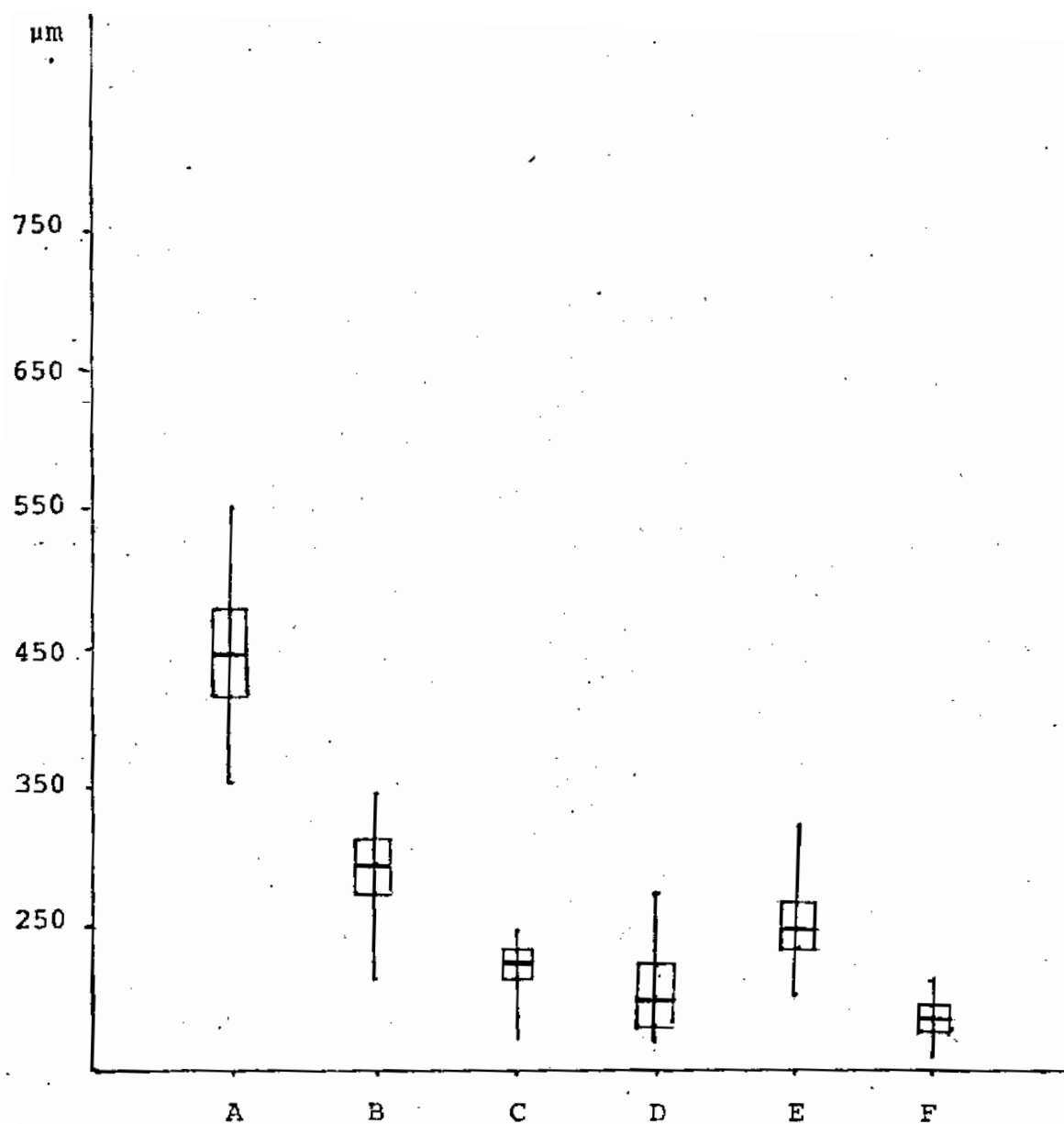


FIGURA 22. Comparação entre as médias, (—) amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de comprimento do intestino, obtidas em culturas mistas de: A. *S. vulgaris*, B. *S. edentatus*, C. *S. equinus*, D. Ciatostomíneos, E. *Poteriostomum* spp., F. *Triodontophorus* spp.

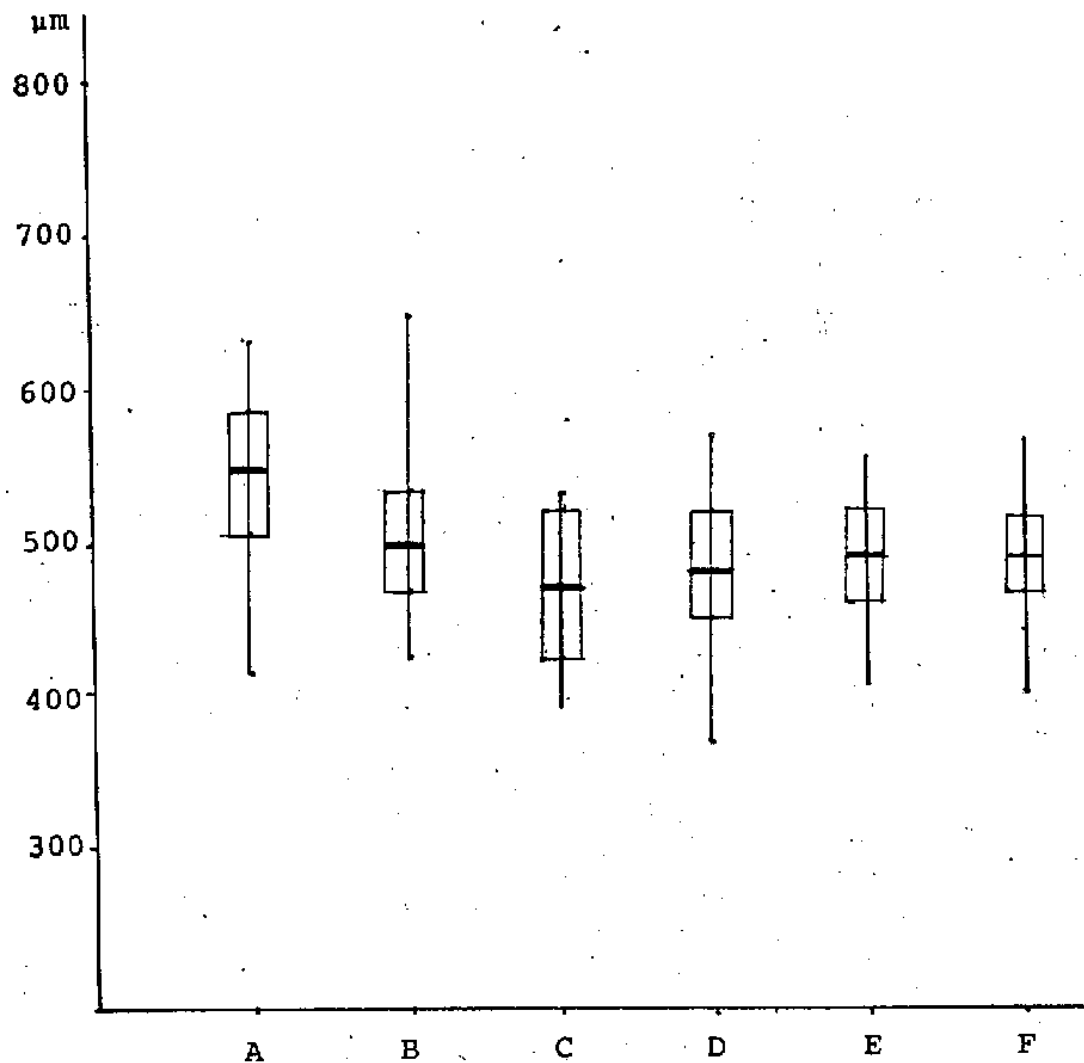


FIGURA 23. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha, obtidas em culturas mistas de: A. *S. vulgaris*, B. *S. edentatus*, C. *S. equinus*, D. Ciatostomíneos, E. *Poteriostomum* spp., F. *Triodontophorus* spp.

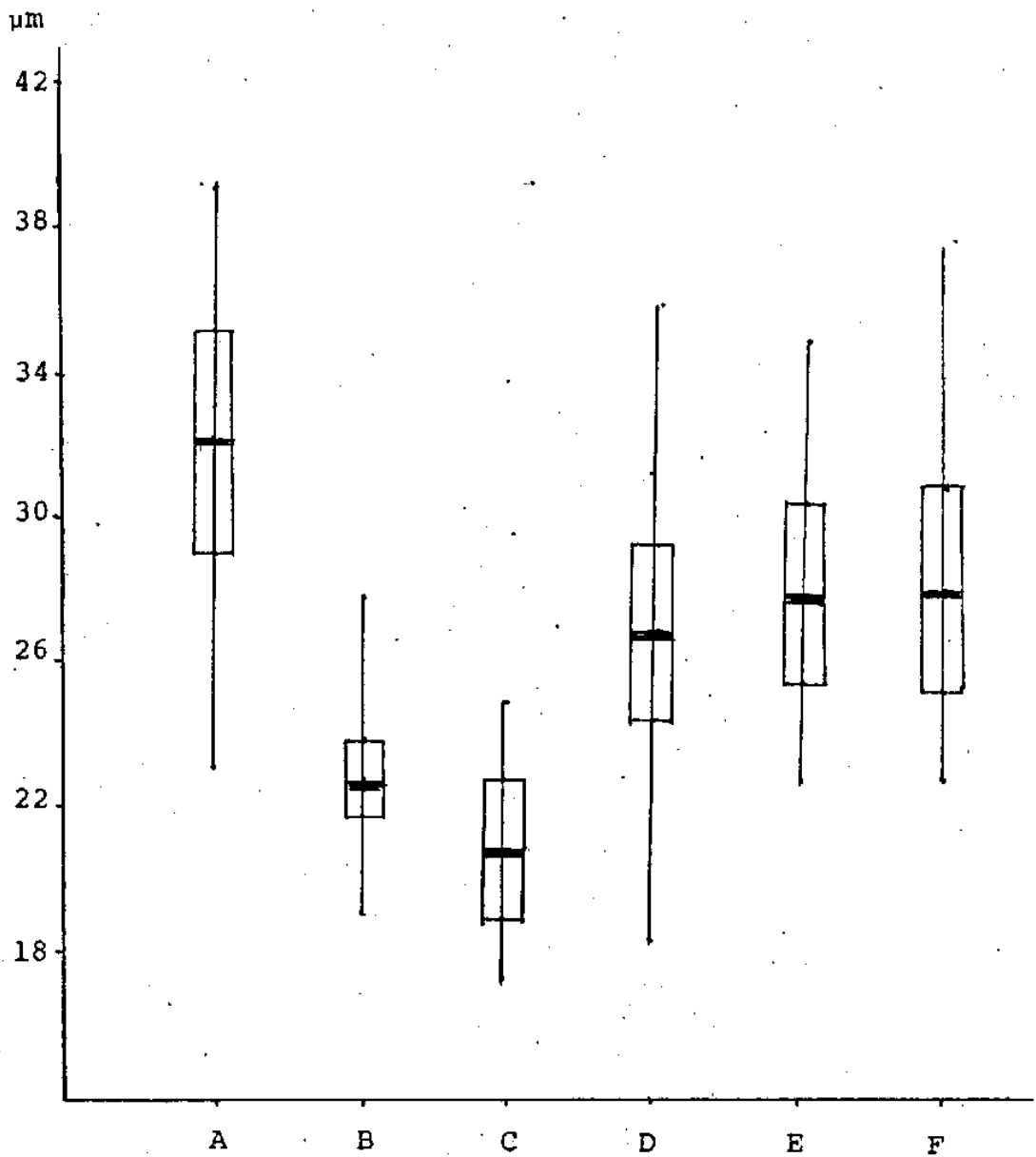


FIGURA 24. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de largura, obtidas em culturas mistas de: A. *S. vulgaris*, B. *S. edentatus*, C. *S. equinus*, D. Ciatostomíneos, E. *Poteriostomum* spp., F. *Triodontophorus* spp.

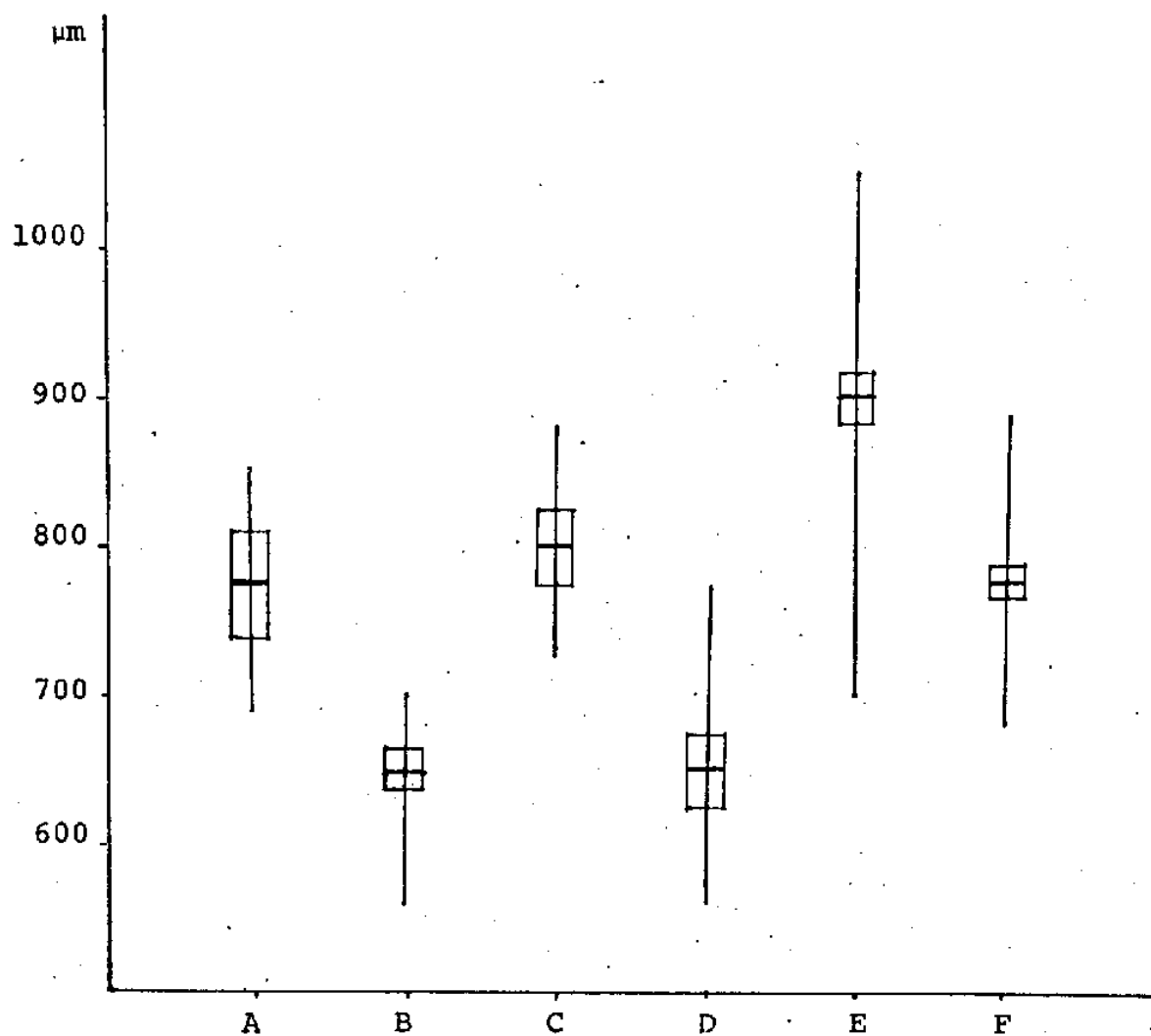


FIGURA 25. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de comprimento, total de: A. *S. edentatus* em cultura mista e B. em cultura pura; C. *Triodontophorus* spp. em cultura mista e D. *T. tenuicollis* em cultura pura; E. *S. vulgaris* em cultura mista e F. em cultura pura.



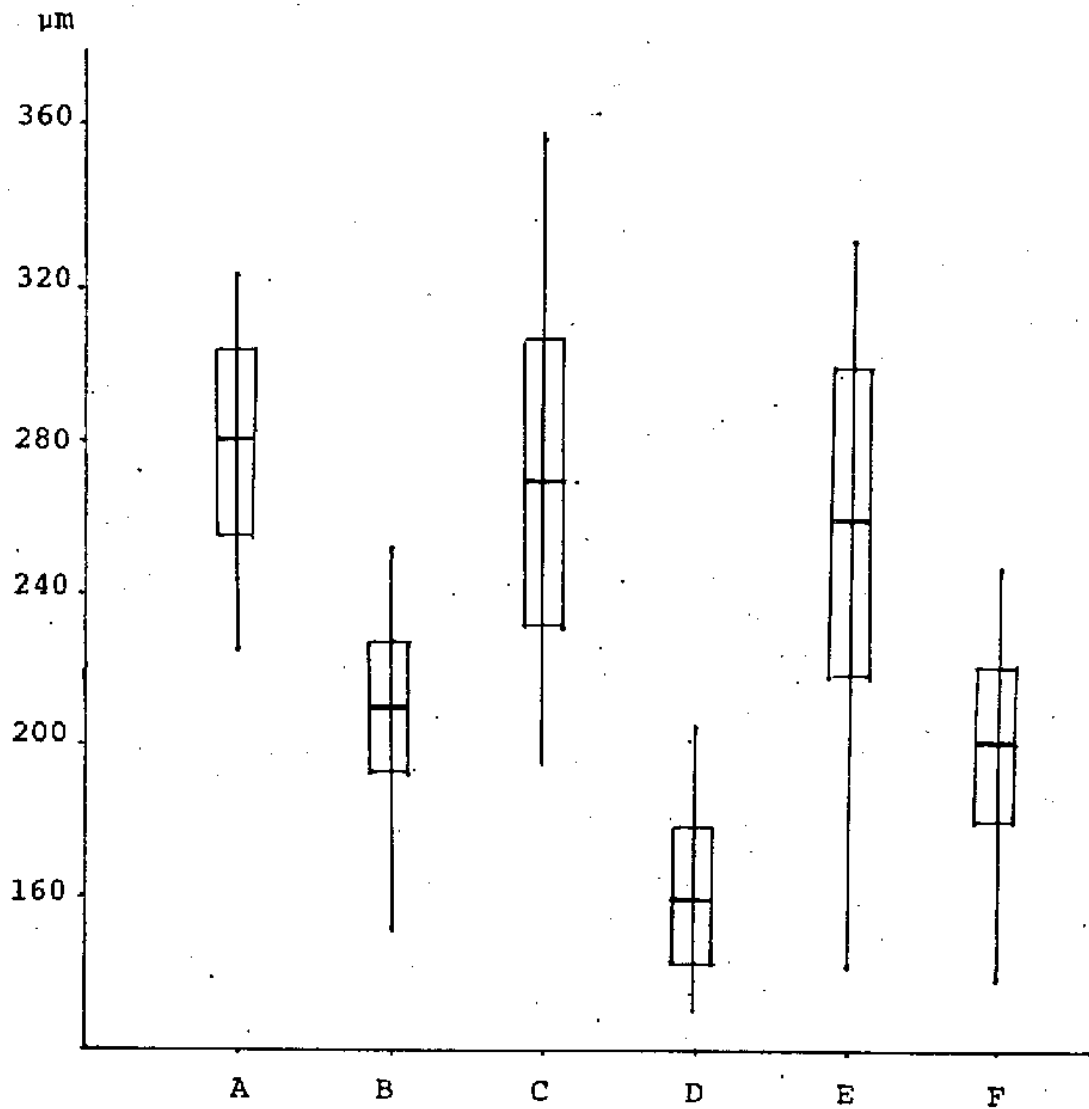


FIGURA 26. Comparação entre as médias (—), amplitude (|), e desvio padrão (□) das medidas de comprimento da cauda da bainha de: A. *S. edentatus* em cultura mista e B. em cultura pura; C. *Triodontophorus* spp. em cultura mista e D. *T. tenuicollis* em cultura pura; E. *S. vulgaris* em cultura mista e F. em cultura pura.

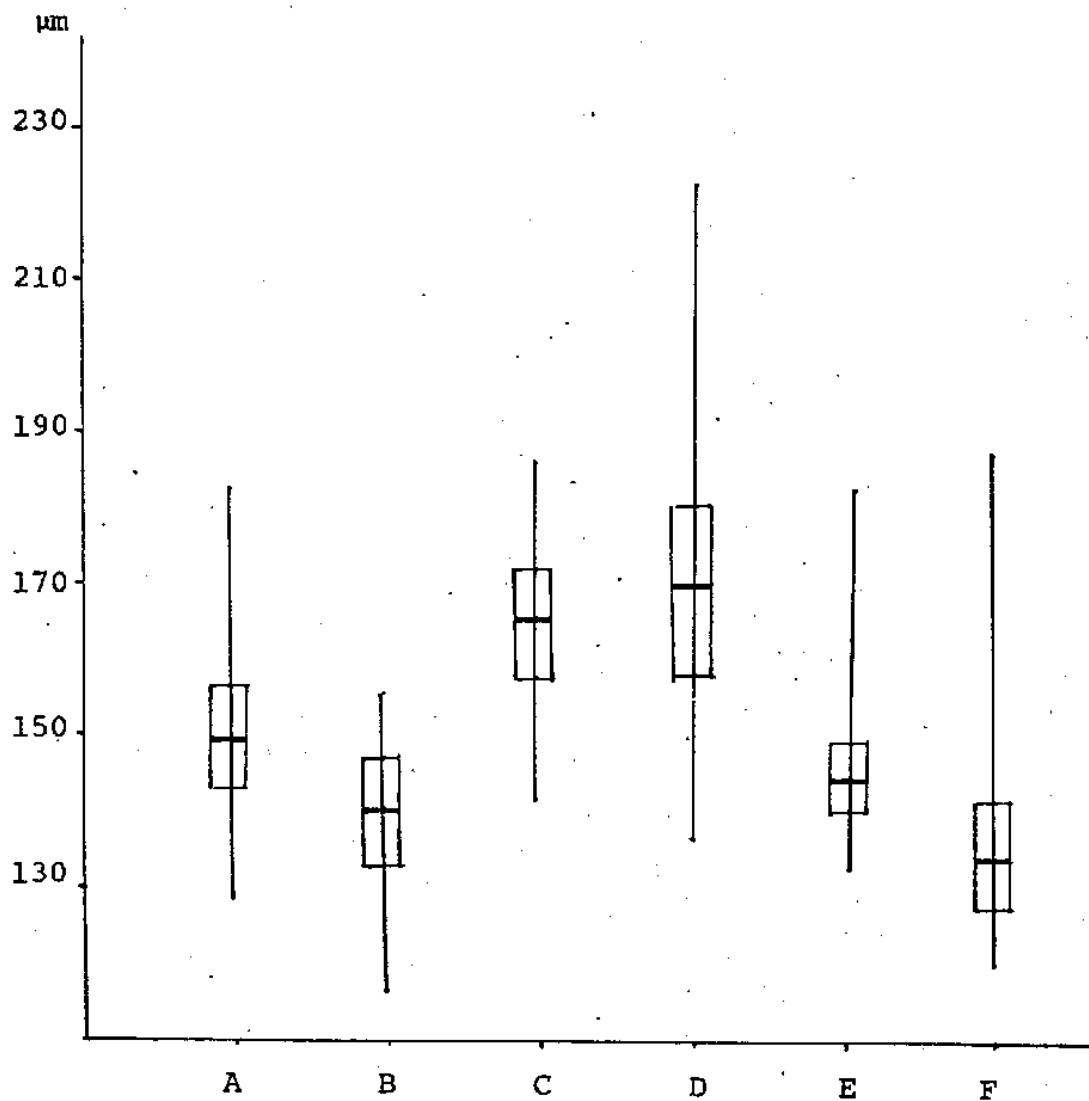


FIGURA 27. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de comprimento do esôfago de: A. *S. edentatus* em cultura mista e B. em cultura pura; C. *Triodontophorus* spp. em cultura mista e D. *T. tenuicollis* em cultura pura; E. *S. vulgaris* em cultura mista e F. em cultura pura.

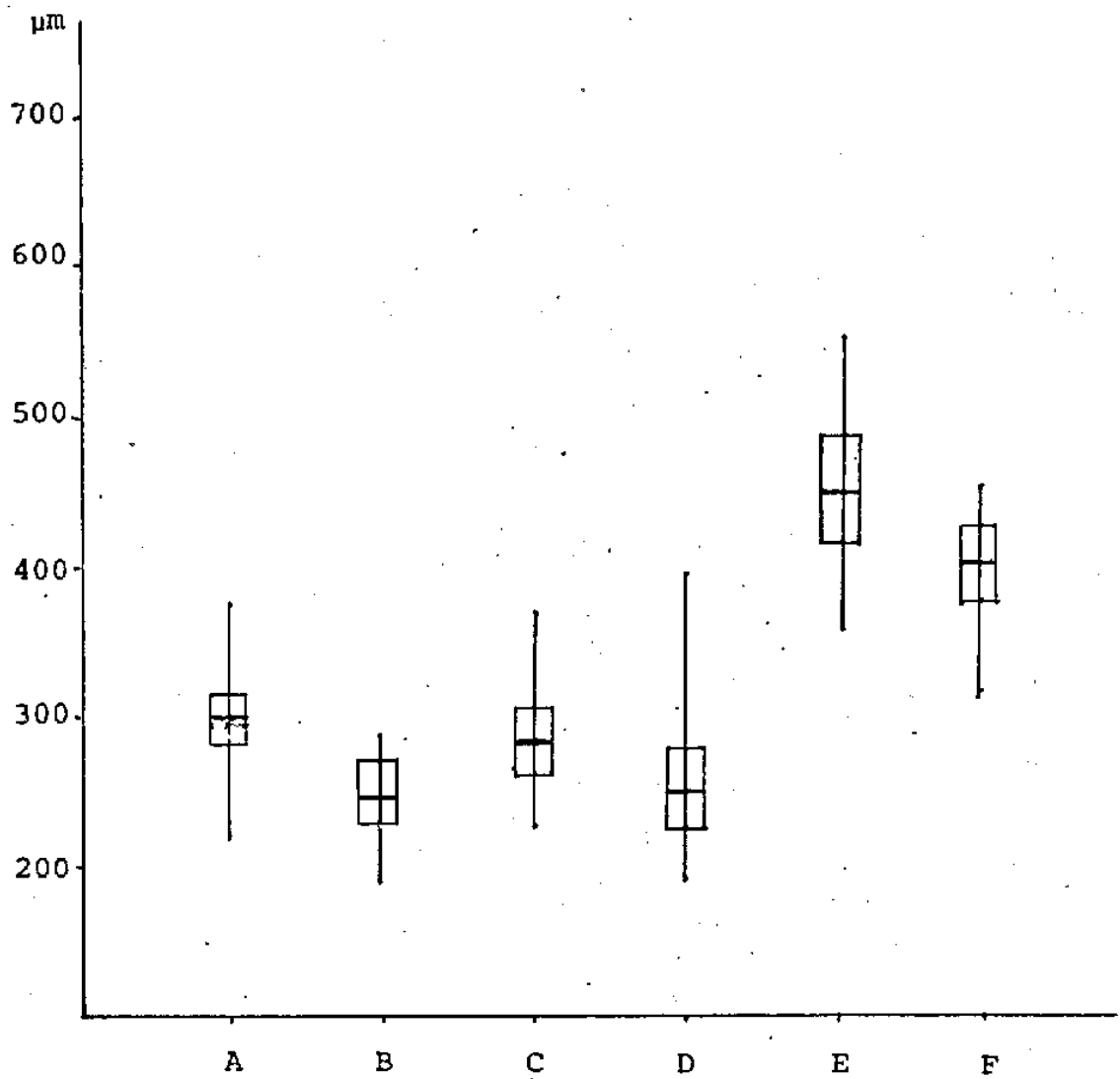


FIGURA 28. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de comprimento do intestino de: A. *S. edentatus* em cultura mista e B. em cultura pura; C. *Triodontophorus* spp. em cultura mista e D. *T. tenuicollis* em cultura pura; E. *S. vulgaris* em cultura mista e F. em cultura pura.

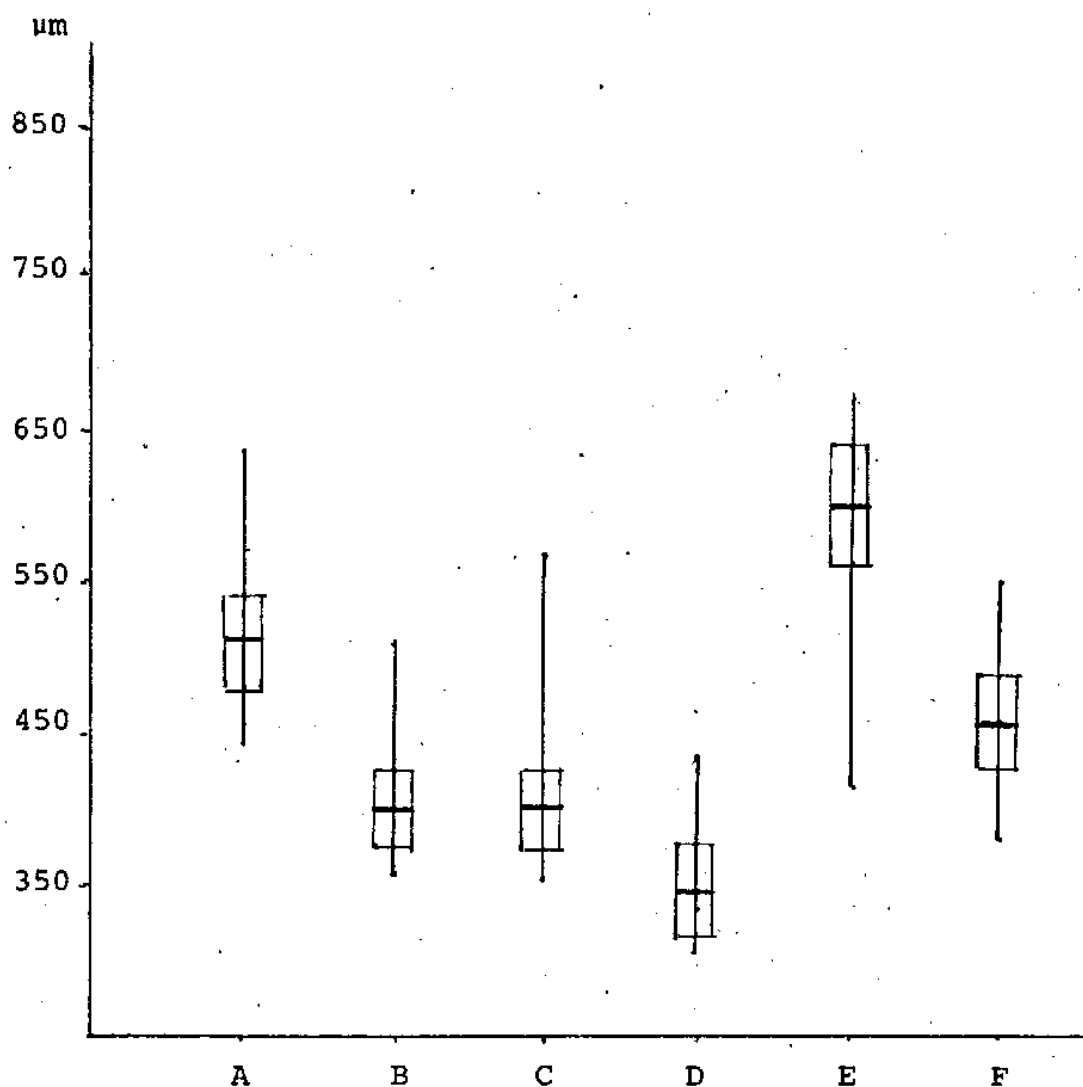


FIGURA 29. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de distância do primórdio genital à ponta da cauda da bainha de: A. *S. edentatus* em cultura mista e B. em cultura pura; C. *Triodontophorus* spp. em cultura mista e D. *T. tenuicollis* em cultura pura; E. *S. vulgaris* em cultura mista e F. em cultura pura.

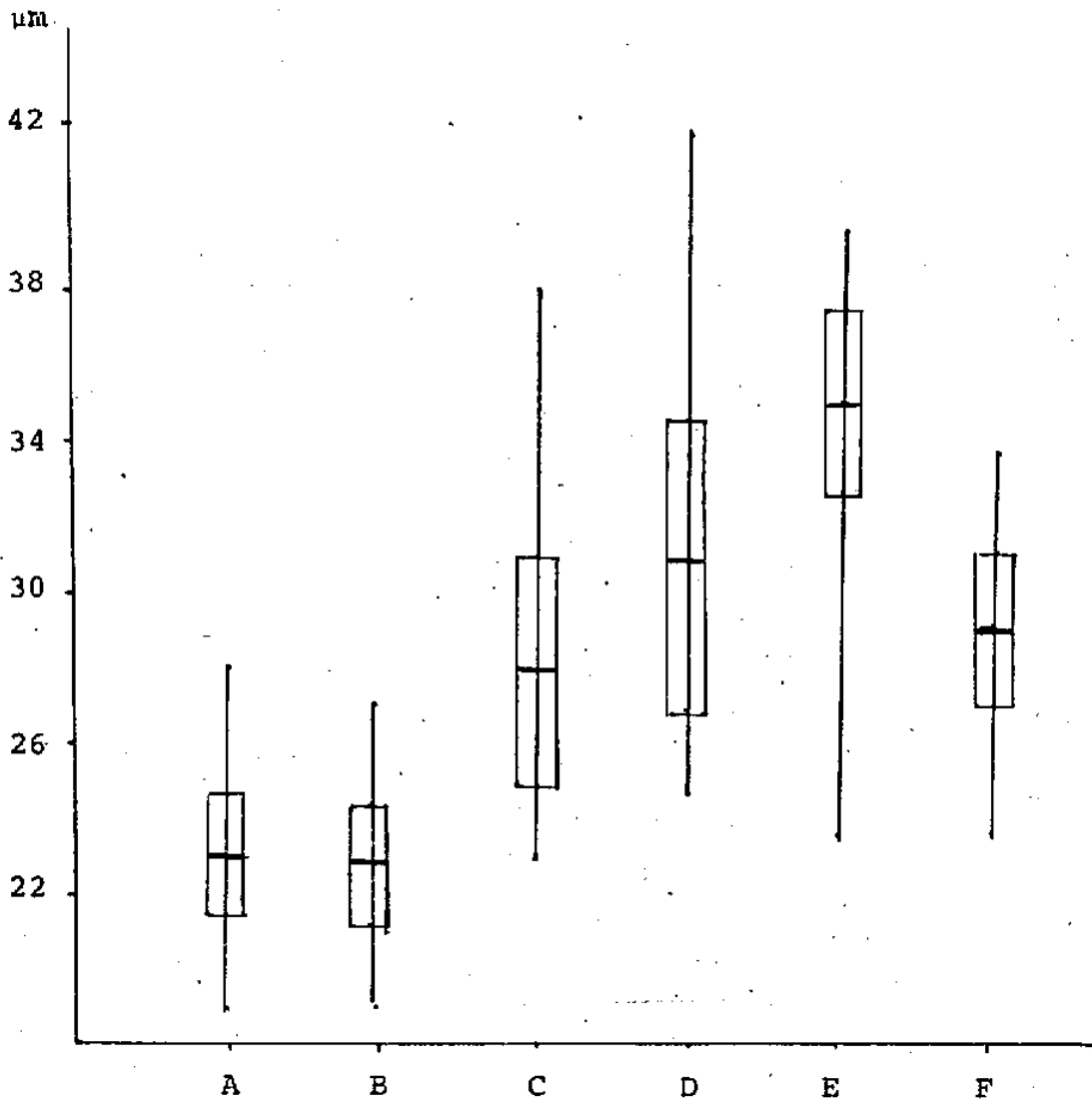


FIGURA 30. Comparação entre as médias (—), amplitude (|) e desvio padrão (□) das medidas de largura de: A. *S. edentatus* em cultura mista e B. em cultura pura; C. *Triodontophorus* spp. em cultura mista e D. *T. tenuicollis* em cultura pura; E. *S. vulgaris* em cultura mista e F. em cultura pura.

## 5. CONCLUSÕES

1. A morfologia e biometria são imprescindíveis para o diagnóstico das larvas infectantes dos nematóides intestinais de equinos.

2. As larvas infectantes obtidas de culturas mistas e/ou puras, mantidas sob refrigeração, devem ser examinadas ao microscópio, num período de sete dias.

3. As larvas de terceiro estágio obtidas a partir de culturas puras em meio líquido com bactérias fecais ou com fezes de coelho são menores do que aquelas originárias de culturas mistas com fezes de equino.

4. As técnicas de cultura pura, mencionadas anteriormente, são eficientes para o desenvolvimento em cultura axênica das larvas infectantes e não interferem na sua morfologia.

5. Outras espécies da sub-família Cyathostominae, além das descritas no presente estudo podem ser diferenciadas através das larvas de terceiro estágio.

## 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ARUNDEL, J.H. 1985. Parasitic Disease of the horse. The Post-Graduate Committee in Vet. Science. P.O. Box A 561, Sydney, NSW 2000, Australia. *Veterinary Review*, nº 28, 150 pg.
- BAERMANN, G. 1917 in REINECKE, R.K. 1983. Veterinary Helminthology. *Butterworth Publishers (PTY) LTD.* 392 pp.
- BATISTA NETO, R.; GRISI, L. & LANFREDI, R.M. 1987. Ocorrência de Pequenos strongilídeos (Cyathostominae) resistentes aos benzimidazois. Resumos do xº Congresso da Soc. Bras. de Parasitologia, Salvador, Bahia.
- BIRD, A.F. 1971. The structure of nematodes. Academic Press, Inc. (London). Ltd. 318 pp.
- CHIEJINA, S.N. & MASON, J.A. 1977. Immature stages of *Trichonema* species as a cause of diarrhoea in adult horses in spring. *Vet. Rec.*, 100:360-361.

- DRUDGE, J.H.; LYONS, E.T. & TOLLIVER, S.C. 1977. Resistance of equine strongyles to thiabendazole: Critical test of two strains. *Vet. Med. Small Anim. Clin.*, 72:433-438.
- GEORGI, J.R. 1980. Parasitology for veterinarians. Third edition. W.B. Saunders Company, Philadelphia. 460 pp.
- GILE, C.J.; URQUHART, K.A. & LOGSTAFFE, J.A. 1985. Larval cyathostomiasis (immature trichonema - induced enteropathy): A report of 15 clinical cases. *Equine Vet. J.*, 17:196-201.
- GLASER, R.W. & STOLL, N.R. 1938. Sterile culture of the free-living stages of the sheep stomach worm *Haemonchus contortus*. *Parasitology*, 30:324-332.
- GORDON, H.McL & WHITLOCK, H.V. 1939. A new technique for counting eggs in sheep faeces. *J. Council. Scient. Indust. Res. Australia*, 12:50-52.
- GRIFFIN, D.L.; WHITLOCK, H.V.; SELLE, P.H. & GRIFFIN, L. 1983. Treatment of benzimidazole-resistant cyathostomes in horses. Evaluation of a paste of febantel plus a piperazine. *Aust. Vet. J.*, 60:25-27.
- HUEBER, K. 1926. Bestimmung der Sklerostomenarten auf Grund der larvenzuechtung und Eimessung. *Tierarztliche Rundschau*, 30(8):128-131.
- HUMMELINCK, P.W. 1947. Onderzoekingen over vorm en grootte van vrijlevende larven van paarden strongyliden. *Tijdschr. Dier-*



*geneesk.*, 72:411-424.

KOPYRIN, A.V. 1941. Prizhiznennaya diferentsial'naya diagnostika stron gilyatozov loshadei po lichinkam invazionionnoi stadii. Vestnik Sel'Skokhozyaistvennoi Nauli. Veterinariya. 1:77-84.

LANFREDI, R.M. & HONER, M.R. 1984. Uma chave ilustrada para a identificação dos gêneros e espécies dos pequenos strongilídeos (sub-família Cyathostominae: Nematoda) em cavalos da Baixada Fluminense. *Pesq: Vet. Bras.*, 4(2):67-72.

LAPAGE, G. 1933. The cultivation of infective nematode larvae on cultures of *Bacillus coli*. Univ. Cambridge, 3rd. Rep. Dir., Inst. Animal Path. pp. 237-71.

LICHTENFELS, J.R. 1975. Helminths of domestic equids. *Proc. Helminth. Soc. Wash.* 42(special issue). 92 pp.

LICHTENFELS, J.R. 1980. CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux, Faraham Royal; Bucks, England.

LUCKER, J.T. 1934. The morphology and development of the preparasitic larvae of *Poteriostomum ratzii*. *J. Wash. Acad. Sci.* 24:302-310.

LUCKER, J.T. 1935. The morphology and development of the infective larvae of *Cylicodontophorus ultrajectinus* (Ihle). *J.*

*Parasit.*, 21:381-385.

LUCKER, J.T. 1936. Comparative morphology and development of infective larvae of some horse strongyles. *Proc. Helminth. Soc. Wash.*, 3(1) :21-25.

LUCKER, J.T. 1938. Description and differentiation of infective larvae of three species of horse strongyles. *Proc. Helminth: Soc. Wash.*, 5(1):1-5.

McCOY, O.R. 1929a. The growth of hookworm larvae on pure cultures of bacteria. *Science*. N.Y . 69:74-75.

McCOY, O.R. 1929b. The suitability of various bacteria as food for hookworm larvae. *Am. J. Hyg.*, 10:140-156.

McCOY, O.R. 1930. The influence of temperatures, hydrogen-ion concentration, and oxygen tension on the development of the eggs of the dog hookworm *Ancylostoma caninum*. *Am. J. Hyg.*, 11:413-448.

McCRAW, B.M. & SLOCOMBE, J.O.D. 1974. Early development of and pathology associated with *Strongylus edentatus*. *Can. J. Comp. Med.*, 38:124-138.

McCRAW, B.M. & SLOCOMBE, J.O.D. 1985. *Strongylus equinus*: Development and pathological effects in the equine host. *Can. J. Comp. Med.*, 49:372-383.

- NURMIO, p.; ROIRANEN, L. & TUPAMÄKI, A. 1973. Fecal microflora of horses. *Suomen Elainlaakarilehti*, 79(12):673-676.
- OGBOURNE, C.P. 1971. On the morphology, growth and identification of the pre-infective larvae of some horse strongylids. *Parasitology*, 63:455-472.
- OGBOURNE, C.P. & DUNCAN, J.L. 1985. *Strongylus vulgaris* in the horse: its biology and veterinary importance. Commonwealth Institute of Parasitology. 2nd edition. 68 pp.
- ORTLEPP, R.J. 1925. Observations on the life history of *Triodontophorus tenuicollis*, a nematode parasite of the horse. *J. Helminth.*, 3(1):1-14.
- PETROV, A.M. & GAGARIN, V.G. 1937. Prizhiznennaya differentsial'naya diagnostika strongileza, delafondioza, alfortioza, triodontoforoza i trikhonematozov loshadei. Sbornik Rabot po Gel'mintologii posryashchennyi K.I. Skrjabin, Moskva. 508-528.
- POLUSZYNSKI, G. 1930 in HUMMELINCK, P.W. 1947. Onderzoekingen over vorme en grotte van vrij-levende lervan van paarden strongyliden. *Tijdschr. Diergeneesk.*, 72:411-424.
- ROBERT'S, F.H.S. & O'SULLIVAN, P.J. 1950. Methods for egg counts and larval cultures for strongyles infesting the gastro-intestinal tract of cattle. *Aust. J. Agric. Res.*, 1(1):99-102.

- RODRIGUES, M.L.A. & HONER, M.R. 1985. The collection and identification of first stage larvae of bovine gastrointestinal nematodes: modification of the Whitlock technique (1959). *Pesq. Vet. Bras.*, 5(1):1-3.
- ROUND, M.C. 1974. Horse strongyles tolerance to anthelmintics. *Vet. Rec.*, 95:517-518.
- RUPASINGHE, D. & OGBOURNE, C.P. 1978. Laboratory studies on the effect of temperature on the development of the free-living stages of some strongylid nematodes of the horses. *Z. Parasitkde.*, 55:249-253.
- RUSSELL, A.F. 1948. The development of helminthiasis in thoroughbred foals. *J. Comp. Path.*, 58:107-127.
- SELLA, D.A. 1956. Metodologia e tecnica per la ricerca e la classificazione degli strongili negli equidi. *Clinica Vet.*, Milano, 79(7):193-197.
- SPECK, M.L. 1976. Compendium Methodology of Microbiology Examination of Foods. American Public Health Association ed.
- VILAS, J.M.T. 1973. Manual de tecnicas de parasitologia veterinária. Laboratório Central Veterinário Weybridge (Gran Bretaña). Editorial Acribia tradução de Manual of Veterinary Parasitological Laboratory Techniques (Technical Bulletin n° 18). *Her Majesty's Stationery Office*, London, 1971. 196 pp.

- WETZEL, R. 1930. *in* RUSSELL, A.F. 1948. The development of helminthiasis in thoroughbred foals. *J. Comp. Path.*, 58: 107-127.
- WETZEL, R. 1931. *in* HUMMELINCK, P.W. 1947. Onderzoekingen over vorm en grotte van vrij-levende larven van paarden strongyliden. *Tijdschr. Diergeneesk.*, 72:411-424.
- WHITLOCK, H.V. 1959. The recovery and identification of the first stage larvae of sheep nematodes. *Aust. Vet. J.*, 35: 310-316.