

CIRO ALBERTO DE OLIVEIRA RIBEIRO

Histologia, Histoquímica de Carboidratos e
Ultra-Estrutura Superficial do Trato Digestivo
de *Trichomycterus* sp. (Valenciennes, 1833)
(Pisces, Siluroidei)

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Morfologia do Departamento de Biologia Celular da Universidade Federal do Paraná, para obtenção do grau de Mestre em Ciências Biológicas — área de concentração: Biologia Celular.

CURITIBA
1991

CIRO ALBERTO DE OLIVEIRA RIBEIRO

Histologia, Histoquímica de Carboidratos e
Ultra-Estrutura Superficial do Trato Digestivo
de *Trichomycterus sp.* (Valenciennes, 1833)
(Pisces, Siluroidei)

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Morfologia do Departamento de Biologia Celular da Universidade Federal do Paraná, para obtenção do grau de Mestre em Ciências Biológicas — área de concentração: Biologia Celular.

CURITIBA
1991

ORIENTADORA

Professora Dra. Edith Susana Elisabeth Fanta
Departamento de Biologia Celular
Setor de Ciências Biológicas
Universidade Federal do Paraná - Brasil

A

DEUS, pela proteção e conforto nos momentos mais difíceis.

AMAURY E DOYLE, meus pais, que souberam através do seu exemplo, passar os verdadeiros valores de caráter, humildade, dedicação e perseverança.

Meus IRMÃOS, aos quais devo o companheirismo, a confiança e a alegria de saber que nunca estive sozinho

AGRADECIMENTOS

É muito difícil em um momento como este fazer justiça, lembrando de cada pessoa que foi importante neste trabalho, contribuindo de alguma forma para a realização do mesmo.

Ninguém foi melhor, ou auxiliou mais na sua realização. Considero assim, porque naquele determinado momento, a sua contribuição foi singular e caracterizou-se ali a sua importância.

Todas as passagens na construção desta dissertação, não existiriam se não fôssem precedidas de outros acontecimentos, os quais tiveram real significado no episódio como um todo.

Eu poderia assim destacar todos aqueles que foram responsáveis pela minha formação acadêmica, como o primeiro mestre ainda no primário, seguido então de todos os demais mestres no primeiro e segundo grau. Destaco, com respeito e admiração o Professor **Severino Botelho**, mesmo sendo estranho falar de uma figura lendária, pois corremos o risco de mistificá-la ou desmistificá-la; no entanto é também fácil, porque não é preciso falar muito. Assim na pessoa do grande Professor **Severino**, quero deixar a minha homenagem a todos os mestres do ensino primário e médio, que procuram a seriedade na arte do bem ensinar.

Em 1983 veio o curso superior, e com ele a frustração de

encontrar uma universidade sucateada e abandonada. No entanto nesta mesma instituição, pude encontrar pessoas corajosas, pesquisadores que não se intimidaram, e são hoje os pilares da pesquisa e do ensino superior em nosso país. A estes mestres valorosos, o meu respeito, e se hoje posso lembrá-los neste momento, é porque souberam realizar um trabalho sério, formando pessoas capazes de confrontarem com a realidade atual.

A Professora Dra. **Eliane Menin** do Departamento de Biologia Animal da Universidade Federal de Viçosa, minha primeira orientadora em trabalhos científicos, e responsável em grande parte pela minha formação científica e acadêmica. Com ela aprendi a seriedade de um trabalho de pesquisa, e dei os primeiros passos em direção ao mundo da ciência.

A Professora **Isabel Cristina** do Departamento de Biologia Geral da Universidade Federal de Viçosa, que de forma diferente, fez-me perceber que o valor do pesquisador está também em ensinar, passar suas experiências e conhecimentos na formação pessoal de outros pesquisadores.

Ao chegar no Departamento de Biologia Celular da Universidade Federal do Paraná, e matricular-me no curso de Pós-graduação em Morfologia, dei um grande passo em direção à minha carreira profissional como pesquisador. Assim por 2 anos e meio, convivi e aprendi com os professores, técnicos e colegas deste departamento.

A Professora Dra. **Edith S. E. Fanta**, a quem devo o amadurecimento do conhecimento até então adquirido. Devido à sua experiência, ao seu vasto conhecimento e ao seu companheirismo,

não foi difícil assimilar as suas orientações, conselhos e sugestões. Posso dizer que fui feliz na escolha de sua orientação, no que tange à sua competência e seriedade com que leva os trabalhos de pesquisa. Hoje compartilhando do mesmo departamento, sinto-me gratificado por tê-la como companheira nos trabalhos de pesquisa, que por ora são desenvolvidos. Da sua orientação surgiu este trabalho, que para mim sela o marco de uma nova fase na minha carreira como pesquisador profissional. Na sua forma de orientar, pouco expressiva às vezes, mas atenta, fez com que eu muitas vezes procurasse pessoalmente resolver as questões que surgiam. Hoje eu percebo que foi uma característica importante na sua orientação, pois pude desenvolver melhor a capacidade de tomar decisões, e amadurecer criticamente a maneira de se conduzir um trabalho científico.

Como coordenadora do curso de Pós-graduação, destaco o seu empenho na organização e melhoria do curso, bem como sua colaboração para que a confecção desta dissertação fosse possível.

A Professora Dra. Maria Célia Jamur, pelo seu companheirismo, conselhos e sugestões no início do curso.

As Professoras Léa de Oliveira Borges, Loide de S. Baena Bichara e Cloris Ditzel Faraco, pelas valiosas sugestões na descrição dos resultados.

Ao Professor Dr. Waldemiro Gremisk, como diretor do Centro de Microscopia Eletrônica, onde foram realizados parte dos trabalhos, agora na pessoa do Professor Manoel Carlos T. Quintilham.

Ao Professor **Robin Mário Hofmeister**, do Centro de Microscopia Eletrônica, pelas suas valiosas informações técnicas e sobretudo pela disponibilidade em orientar no manuseio e aprendizado dos microscópios eletrônicos e aparelhos outros do CME.

A todos os Professores e colegas do Departamento de Biologia Celular, que participaram com seu incentivo e amizade.

Aos amigos e colegas de curso, incluindo os companheiros da Associação dos Pós-graduandos da UFPR. Na pessoa dos amigos **Erick Javier Santa Cruz** e **Cláudia Feijó Ortolani**, agradeço em especial aos colegas da turma de 1989, pela acolhida em Curitiba e pela amizade e união que marcaram nossas aulas, trabalhos e congressos.

A todos os funcionários e técnicos do Departamento de Biologia Celular, pelas informações técnicas e auxílio no trabalhos práticos.

A Sra. **Elinor Do Rocio Landanivski**, secretária do curso de Pós-graduação em Morfologia, pela amizade e disponibilidade.

Aos técnicos e funcionários do Centro de Microscopia Eletrônica, na concretização dos trabalhos ali realizados.

A Professora Dra. **Aracely Vidal Gomes**, do Laboratório de Anatomia de Madeiras do Curso de Pós-graduação em Engenharia Florestal da UFPR, onde foram registrados parte dos resultados em fotomicrografia.

Ao Professor Dr. **Ives J. Sbalqueiro** do Departamento de Genética do Setor de Ciência Biológicas da UFPR, e da mesma forma ao Professor **Iêdo Alquimi**, do Departamento de botânica, também na obtenção dos registros fotográficos.

Aos amigos do Laboratório de Impacto Ambiental, ausentes e presentes, onde grande parte dos trabalhos foram realizados, pela acolhida e amizade.

A amiga **Maria Lúcia Ishida**, por não ter medido esforços no auxílio da confecção dos textos da dissertação, pela sua amizade e colaboração.

Ao amigo **Dalton Tadeu Reynaud dos Santos**, pela colaboração nos desenhos.

Ao Professor **Dr. Philip Albert James Gorin** e amiga **Patricia Charvet**, pela correção do inglês no Summary.

Aos amigos **Sr. Joaquim dos Santos**, **Sr. Sebastião do Nascimento**, **Edmundo Luiz S. Ribeiro**, **Raoni S. Ribeiro** e **Athos M. Ribeiro**, pelo auxílio nas coletas do material estudado.

A Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-graduação, na pessoa do Professor **Dr. Carlos Antunes dos Santos**, na obtenção de recursos que possibilitaram a realização e confecção dos trabalhos de dissertação.

A Coordenação do Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo suporte financeiro.

A **SÃO JOSÉ ÓTICA-FOTO-VÍDEO**, na confecção e patrocínio das fotomicrografias.

De uma forma muito especial e encerrando os agradecimentos, quero lembrar das contribuições perenes por parte do **Sr. Amaury Mário Ribeiro** e da **Sra. Doyle de Oliveira Ribeiro**, meus pais, os grandes responsáveis pela realização deste trabalho.

Aos meus irmãos, na pessoa de **José Marcos Ribeiro de Oliveira**, pela amizade, compreensão, auxílio e torcida para que VENCESEMOS mais esta.

"NÃO SEREI O POETA DE UM MUNDO CADUCO
TAMBÉM NÃO CANTAREI O MUNDO FUTURO
ESTOU PRESO À VIDA E OLHO MEUS
COMPANHEIROS
ESTÃO TACITURNOS MAS NUTREM GRANDES
BATALHAS
ENTRE ELES CONSIDERO A ENORME REALIDADE
O PRESENTE É TÃO GRANDE, NÃO NOS
AFASTEMOS
NÃO NOS AFASTEMOS MUITO, VAMOS DE MÃOS
DADAS."

(Carlos Drummond de Andrade)

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS -----	xiv
LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS -----	xx
RESUMO -----	xxii
SUMMARY -----	xxv
OBJETIVOS -----	xxviii
1 - INTRODUÇÃO -----	1
1. 1 - Revisão Bibliográfica -----	4
1. 1. 1 - Trato Digestivo -----	4
1. 1. 2 - Aparelho Bucal -----	7
1. 1. 3 - Intestino Cefálico -----	9
1. 1. 4 - Esôfago -----	11
1. 1. 5 - Estômago -----	12
1. 1. 6 - Intestino -----	14
1. 1. 7 - Glândulas Anexas -----	17
Fígado -----	17
Pâncreas -----	18
1. 1. 8 - Histoquímica de Carboidratos -----	19
1. 1. 9 - Caracterização da Espécie Estudada ---	23
2 - MATERIAL E MÉTODOS -----	26
2. 1 - Considerações Gerais -----	26
2. 2 - Histologia -----	36
2. 2. 1 - Fixação e Inclusão -----	36
2. 2. 2 - Coloração -----	36

2. 3 - Histoquímica de Mucopolissacarídeos -----	39
2. 4 - Microscopia Eletrônica -----	40
2. 5 - Fotomicrografia e Eletromicrografia -----	41
3 - RESULTADOS -----	42
3. 1 - Histologia e Histoquímica -----	42
3. 1. 1 - Aparelho Bucal -----	42
Barbilhão Nasal -----	42
Barbilhão Maxilar Superior -----	46
Barbilhão Maxilar Inferior -----	48
Lábio Superior -----	49
Lábio Inferior -----	52
3. 1. 2 - Intestino Cefálico -----	53
Áreas Dentígeras Orais e Faringeanas-----	53
Assoalho da Cavidade Bucal -----	56
Teto da Cavidade -----	57
3. 1. 3 - Intestino Anterior -----	60
Esôfago -----	60
Estômago -----	64
3. 1. 4 - Intestino Médio -----	71
Alças I e II -----	71
3. 1. 5 - Valva Íleo - Retal -----	76
3. 1. 6 - Intestino Posterior ou Reto -----	76
3. 1. 7 - Glândulas Anexas do Tubo Digestivo ---	79
Fígado -----	79
Pâncreas -----	81
3. 2 - Ultraestrutura -----	145
3. 2. 1 - Aparelho Bucal -----	145

Barbilhões -----	145
Lábio Superior e Inferior -----	146
3. 2. 2 - Intestino Cefálico -----	147
Áreas Dentígeras Orais Superior e Inferior -----	147
Valvas Orais -----	148
Assoalho da Cavidade Bucal -----	149
Teto da Cavidade Bucal -----	150
Faringe -----	150
3. 2. 3 - Intestino Anterior -----	152
Esôfago -----	152
Estômago -----	153
Valva Pilórica -----	154
3. 2. 4 - Intestino Médio e Reto -----	154
3. 2. 5 - Valva Íleo - Retal -----	155
4 - DISCUSSÃO -----	167
4. 1 - Histologia e Histoquímica -----	168
Intestino Cefálico -----	168
Intestino Anterior -----	180
Intestino Médio e Reto -----	190
Pâncreas -----	197
Fígado -----	198
4. 2 - Ultraestrutura -----	201
5 - CONCLUSÕES -----	207
6 - APÊNDICE -----	209
7 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS -----	220

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 01	- <i>Trichomycterus</i> sp. Material utilizado no trabalho	27
FIGURA 02	- Localização geográfica do local de coleta de <i>Trichomycterus</i> sp.	28
FIGURA 03	- "Parão". Equipamento utilizado na coleta de <i>Trichomycterus</i> sp.	30
FIGURA 04	- Intestino Cefálico: A - Teto da Cavidade Bucal e B - Assoalho da Cavidade Bucal	34
FIGURA 05	- Secção Sagital Mediana da Região Cefálica e Vista Lateral Esquerda do Tubo Digestivo	35
FIGURA 06	- Vista lateral esquerda da Cavidade Abdominal de <i>Trichomycterus</i> sp.	36
FIGURA 07	- Barbilhão Nasal. Epiderme, derme e tecido de sustentação - HE	83
FIGURA 08	- Barbilhão Nasal. Epiderme. HE	83
FIGURA 09	- Barbilhão Nasal. Epiderme e derme . HE	84
FIGURA 10	- Barbilhão Nasal. Vista geral em corte longitudinal .HE	84
FIGURA 11	- Barbilhão Nasal. Vista geral em corte longitudinal . HE	84
FIGURA 12	- Barbilhão Nasal. Epiderme e derme . HE	85
FIGURA 13	- Barbilhão Nasal. Botão Gustativo . HE	85
FIGURA 14	- Barbilhão Nasal. Botão Gustativo . HE	86
FIGURA 15	- Barbilhão Nasal - PAS . HE	86
FIGURA 16	- Barbilhão Maxilar Superior - PAS . HE	87
FIGURA 17	- Barbilhão Nasal. Vista geral em corte longitudinal . HE	87

FIGURA 18	- Barbilhão Maxilar Superior. Botão Gustativo e célula claviforme . HE	88
FIGURA 19	- Barbilhão Nasal. Célula de núcleo grande e denso . HE	89
FIGURA 20	- Barbilhão Nasal. Célula de núcleo grande e denso . HE	89
FIGURA 21	- Barbilhão Maxilar Inferior. Corte transversal	90
FIGURA 22	- Barbilhão Nasal. Corte transversal. Tricrômico de Masson	91
FIGURA 23	- Barbilhão Nasal. Corte transversal. Tricrômico de Mallory	91
FIGURA 24	- Barbilhão Maxilar Superior. Epiderme . HE	92
FIGURA 25	- Barbilhão Maxilar Superior. Corte transversal. PAS	93
FIGURA 26	- Barbilhão Maxilar Inferior. Epiderme . HE	93
FIGURA 27	- Barbilhão Maxilar Inferior. Epiderme e derme .HE	94
FIGURA 28	- Lábio Superior. Face externa . HE	95
FIGURA 29	- Lábio Superior. Face interna . HE	96
FIGURA 30	- Lábio Superior. Botão Gustativo . HE	97
FIGURA 31	- Lábio Superior. Botão Gustativo. Tricrômico de Mallory	98
FIGURA 32	- Lábio Superior. Fendas labiais . HE	99
FIGURA 33	- Lábio Superior. Epiderme - PAS	100
FIGURA 34	- Lábio Inferior. Comissuras labiais . HE	101
FIGURA 35	- Lábio Inferior. Epiderme . HE	102
FIGURA 36	- Lábio Inferior. Epiderme . HE	102
FIGURA 37	- Lábio Inferior. Epiderme Externa e Interna . HE	103
FIGURA 38	- Área Dentígera Oral Superior . HE	104
FIGURA 39	- Germe Dentário . HE	105

FIGURA 40	- Área Dentígera Oral Inferior. Denticulo . HE ..	105
FIGURA 41	- Área Dentígera Oral Inferior. Denticulo . HE ..	106
FIGURA 42	- Área Dentígera Faringeana Superior Denticulo. HE	107
FIGURA 43	- Assoalho da Cavidade Bucal. Língua . HE	108
FIGURA 44	- Epitélio da Língua . HE	108
FIGURA 45	- Epitélio da Língua - PAS + AB pH 2,5	109
FIGURA 46	- Epitélio da região lateral da língua .HE	109
FIGURA 47	- Teto da Cavidade Bucal . HE	110
FIGURA 48	- Teto da Cavidade Bucal. Botão Gustativo . HE ..	111
FIGURA 49	- Teto da Cavidade Bucal. Mucosa . HE	111
FIGURA 50	- Mucosa do Esôfago. HE	112
FIGURA 51	- Mucosa do Esôfago. PAS + Verde Luz	113
FIGURA 52	- Mucosa do Esôfago. AB pH 2,5	114
FIGURA 53	- Mucosa do Esôfago. PAS + AB pH 2,5	114
FIGURA 54	- Mucosa do Esôfago. AY pH 2,5 + AB pH 1,0	115
FIGURA 55	- Mucosa do Esôfago. Tricrômico de Masson	116
FIGURA 56	- Região de Transição Esôfago - Cárdica . HE	117
FIGURA 57	- Região Cárdica Anterior . HE	118
FIGURA 58	- Epitélio da Mucosa Gástrica . HE	118
FIGURA 59	- Região Cárdica Anterior. PAS/ Hematoxilina	119
FIGURA 60	- Região Cárdica Média	119
FIGURA 61	- Região Cárdica Posterior .HE	120
FIGURA 62	- Epitélio da Mucosa na região cárdica posterior HE	121
FIGURA 63	- Epitélio da Mucosa Gástrica. AB pH 2,5	122
FIGURA 64	- Região Pilórica . HE	123
FIGURA 65	- Região Pilórica. PAS / Hematoxilina	124

FIGURA 66	- Valva Pilórica. PAS / Hematoxilina	125
FIGURA 67	- Valva Pilórica. AB pH 2,5	125
FIGURA 68	- Valva Pilórica. AB pH 1,0	126
FIGURA 69	- Valva Pilórica. Corte transversal . HE	126
FIGURA 70	- Região de transição do estômago para o intestino médio	127
FIGURA 71	- Alça I do intestino médio . HE	128
FIGURA 72	- Alça II do intestino médio . HE	129
FIGURA 73	- Epitélio da mucosa intestinal alça II. PAS / Hematoxilina	130
FIGURA 74	- Epitélio da mucosa intestinal alça II. AB pH 2,5 / Hematoxilina	131
FIGURA 75	- Epitélio da mucosa intestinal alça II. AB pH 1,0 / Hematoxilina	132
FIGURA 76	- Epitélio da mucosa intestinal - Intestino médio Célula granular . HE	133
FIGURA 77	- Célula granular da mucosa intestinal . HE	133
FIGURA 78	- Valva Íleo-retal . HE	134
FIGURA 79	- Parede intestinal do reto . HE	135
FIGURA 80	- Epitélio da mucosa intestinal do reto. PAS / Hematoxilina	136
FIGURA 81	- Epitélio da mucosa intestinal do reto. AB pH 2,5 / Hematoxilina	137
FIGURA 82	- Epitélio da mucosa intestinal do reto. AB pH 1,0 . HE	138
FIGURA 83	- Fígado . HE	139
FIGURA 84	- Fígado. Glicogênio . PAS / Verde Luz	140
FIGURA 85	- Região Hepática com Tecido Pancreático . HE ...	141
FIGURA 86	- Região Hepático com Tecido Pancreático . HE ...	141
FIGURA 87	- Pâncreas compacto. Ilhota de Langherans . HE ..	142

FIGURA 88	- Região de comunicação entre Pâncreas e Intestino Médio AB pH 2,5/Hematoxilina	143
FIGURA 89	- Ultraestrutura Superficial do Barbilhão Maxilar Superior	157
FIGURA 90	- Ultraestrutura Superficial do epitélio do Barbilhão Nasal	157
FIGURA 91	- Ultraestrutura Superficial do botão gustativo em Barbilhão Maxilar Inferior	157
FIGURA 92	- Ultraestrutura Superficial do botão gustativo em Lábio Superior	158
FIGURA 93	- Ultraestrutura Superficial do botão gustativo em Lábio Inferior	158
FIGURA 94	- Ultraestrutura Superficial da Área Dentígera Oral Superior. Região medial	159
FIGURA 95	- Ultraestrutura Superficial da Área Dentígera Oral Superior. Região lateral	159
FIGURA 96	- Ultraestrutura Superficial da Área Dentígera Oral Inferior	159
FIGURA 97	- Ultraestrutura Superficial do Botão Gustativo em Área Dentígera Oral Superior	159
FIGURA 98	- Ultraestrutura Superficial da Valva Oral Superior	160
FIGURA 99	- Ultraestrutura Superficial do epitélio da Valva Oral Superior	160
FIGURA 100	- Ultraestrutura Superficial do botão gustativo na Valva Oral Superior	160
FIGURA 101	- Ultraestrutura Superficial do epitélio do Assoalho da Cavidade Bucal	161
FIGURA 102	- Ultraestrutura Superficial do epitélio do Teto da Cavidade Bucal	161
FIGURA 103	- Ultraestrutura Superficial do botão gustativo no Teto da Cavidade Bucal	161
FIGURA 104	- Ultraestrutura Superficial da Área Dentígera Faringeana Superior	162

FIGURA 105 - Ultraestrutura Superficial da Área Dentígera Faringeana Inferior	162
FIGURA 106 - Ultraestrutura Superficial do botão gustativo da Área Dentígera Faringeana Inferior	162
FIGURA 107 - Ultraestrutura Superficial da região faringeana entre as Áreas Dentígeras Faringeanas Superiores	163
FIGURA 108 - Ultraestrutura Superficial do epitélio da Faringe	163
FIGURA 109 - Ultraestrutura Superficial do botão gustativo na Faringe	163
FIGURA 110 - Ultraestrutura Superficial do botão gustativo no Esôfago	163
FIGURA 111 - Ultraestrutura Superficial das pregas do Estômago	164
FIGURA 112 - Ultraestrutura Superficial da Valva Pilórica	164
FIGURA 113 - Ultraestrutura Superficial do epitélio de transição entre Estômago - Intestino	164
FIGURA 114 - Ultraestrutura Superficial das pregas do Intestino	164
FIGURA 115 - Ultraestrutura Superficial da superfície epitelial do Estômago	165
FIGURA 116 - Ultraestrutura Superficial da superfície epitelial do Intestino Médio e Reto	166

LISTA DE ABREVIATURAS , SIGLAS E SÍMBOLOS

AB	- Alcian Blue
ADOS	- Área Dentígera Oral Superior
ADOI	- Área Dentígera Oral Inferior
ADFS	- Área Dentígera Faringeana Superior
ADFI	- Área Dentígera Faringeana Inferior
AY	- Alcian Yellow
C	- Coração
CB	- Cavidade Bucal
CBA	- Assoalho da Cavidade Bucal
CBT	- Teto da Cavidade Bucal
CP	- Cavidade Pilórica
COP	- Cavidade Opercular
E	- Esôfago
EC	- Encéfalo
EST	- Estômago
F	- Fígado
FB	- Filamentos Branquiais
FR	- Faringe
G	- Gônadas
H	- Hematoxilina
HE	- Hematoxilina / Eosina
I1	- Alça I do Intestino Médio

I2 - Alça II do Intestino Médio
I3 - Reto
PAS - Ácido Periódico de Schiff
L - Lábio
R - Rim
RIAB - Ramo Inferior do Arco Branquial
RSAB - Ramo Superior do Arco Branquial
VOI - Valva Oral Inferior
VOS - Valva Oral Superior

RESUMO

Este estudo teve como principal objetivo, conhecer os hábitos alimentares de uma espécie brasileira nativa, *Trichomycterus* sp., baseando-se nos estudos histológicos, histoquímicos e ultraestruturais do Trato Digestivo.

Embora a estrutura geral dos tecidos que compõem o trato digestivo seja semelhante a outras espécies, *Trichomycterus* sp. apresenta algumas características próprias.

O grande número de botões gustativos encontrados no aparelho bucal, cavidade buco-faringeana e esôfago, sugerem que a região anterior do corpo é capaz de detectar e selecionar o alimento. A presença de grande quantidade de células mucosas, garante a proteção da superfície epitelial e facilita a condução do alimento. Grande número de células claviformes, presentes desde o aparelho bucal até o esôfago, foram identificadas por diversos autores, e encontrada também em *Trichomycterus* sp.

O intestino anterior (esôfago e estômago), apresenta características peculiares, ocorrendo uma mudança morfológica brusca entre o epitélio do esôfago e o do estômago. O esôfago é aglandular, e no estômago são formadas criptas consideradas como glandulas que podem ter secreção ácida, enzimática e mucinogênicas. É diferenciado em 2 porções: gástrica e pilórica, e separa-se do intestino médio pela valva pilórica.

No intestino médio, destacam-se 3 tipos celulares no epitélio da mucosa: as células caliciformes, absorptivas e granulares. É constituído por 2 alças as intestinais que apresentam diferenças estruturais, se comparadas entre si. O intestino médio, termina com a valva íleo-retal, iniciando-se outro segmento, o reto.

O reto, ou intestino posterior, apresenta o mesmo tipo estrutural descrito para as alças I e II, diferenciando-se pelo tipo de pregas e número de células caliciformes e granulares.

Existem no trato digestivo secreções de mucopolissacarídeos de diferente natureza química, secretados por uma mesma célula ou por células distintas. No intestino cefálico, esôfago, intestino médio e reto, são encontrados mucopolissacarídeos ácidos (carboxilados e sulfatados) e neutros, e no estômago apenas mucopolissacarídeos neutros.

O estudo de glândulas anexas, mostra um fígado compacto sem arranjo cordonal dos hepatócitos. Em parte o pâncreas é difuso, envolvendo vasos, ductos e vesícula biliar. Forma ainda uma massa compacta em torno do ducto biliar e vasos, localizada ao longo da face inferior do estômago, até a alça I. No pâncreas compacto encontram-se as ilhotas de Langehrans.

Ultraestruturalmente, tanto a morfologia superficial das células, como sua disposição no epitélio difere nos diversos pontos do trato digestivo. Os botões gustativos, facilmente identificados, também apresentam diferenças, se observados no aparelho bucal, cavidade bucal e esôfago. No estômago foram

identificados as aberturas das criptas.

Com base nos resultados obtidos, pode-se dizer que *Trichomycterus* sp., apresenta hábito alimentar preferencialmente carnívoro e voraz. Seleciona o alimento no fundo através do aparelho bucal, podendo fazê-lo também na cavidade bucofaringeana. A digestão parece ocorrer em maior parte no intestino médio, o estômago funciona principalmente como órgão de reserva, liberando o alimento para o intestino aos poucos, através da valva pilórica. O grande número de pregas no intestino médio, qualifica o órgão para absorção, e o reto participa na formação final do bolo fecal.

SUMMARY

The present investigation is concerned of the feeding habits of the brazilian native fish *Trichomycterus* sp., based on histological, histochemical, and ultrastrutural studies of it digestive tract.

Although the general structure of the tissues of the digestive tract are similar to those of other species, they have some specific characteristics.

Numerous taste buds are found in the buccal apparatus, the bucopharyngeal cavity, and the esophagus. The anterior region of the body seems able to detect and select food.

The great amount of mucous cells probably contribute to food conduction and the protection of the epithelial surface. There are many club-shaped cells present in all the bucal apparatus and up to the esophogus.

The anterior intestine (oesophagus and stomach) is charateristic, and one can observe an abrupt change in the epithelial morphology at the oesophagus-stomach transition region.

The oesophagus is aglandular, but in the stomach there are crypts with acid, mucine ous, and enzimetie secretion. It is divided in two different portins, namely the gastric and the piloric. These are separated from the medium

intestine by the piloric valve.

In the medium intestine there are basically three types of epithelial cells, namely goblet cells and granular cells. The medium intestine is formed by two loops, I and II, which are structurally different. This region of the intestine ends with the ileo-rectal valve and thereafter another segment, called the posterior intestine or rectum, begins.

The posterior intestine contains similar structures as the loops I and II. However, the type of folds and number of goblet cells and granular cells is different.

In the digestive tract, secretion of mucins with different chemical natures occurs. These mucins are secreted by one or more different cells. The cephalic intestine, esophagus, medium intestine and rectum have acid (carboxylated and sulfated) and neutral mucosubstances. In the stomach there is only neutral mucosubstance.

Among the annex glands, the liver is a compact organ, similar to that described in other fish species. Part of the pancreas is diffuse and is found near to blood vessels, ducts, and the gallbladder.

The other region of the pancreas is compact, ventral in relation to the stomach, and ending in the first part of the medium intestine. This compact region of the pancreas has well developed Langerhans islands.

The ultrastructural external morphology of the cells and their locations varies in along the digestive tract. The taste buds are easily distinguished and are found in

different parts of the buccal apparatus, buccal cavity, and oesophagus.

The opening of crypts was identified in the stomach and were observed caliciform cells.

According to the results that were obtained, one can state that the *Trichomycterus* sp. is carnivorous and is voracious. It selects its food at the bottom of its habitat with the help of the buccal apparatus and cavity. Digestion probably takes place mostly in the medium intestine, and the stomach probably only operates as a reserve and digestive organ.

The great amount of folds in the medium intestine suggests that food absorption only occurs there. The rectum probably acts in the final formation of faecal pellets.

2 - OBJETIVOS

Este trabalho tem por objetivos:

- Conhecer a histologia do Trato Digestivo de uma espécie nativa brasileira, *Trichomycterus* sp.
- Relacionar a organização dos tecidos que formam o aparelho digestivo de *Trichomycterus* sp., com os seus hábitos alimentares.
- Conhecer ultraestruturalmente a superfície epitelial externa do epitélio da mucosa bucal e do tubo digestivo, e relacioná-la com os resultados histológicos.
- Conhecer a natureza química das secreções mucosas encontradas nas células secretoras de muco, distribuídas em todo o Trato Digestivo de *Trichomycterus* sp.
- Relacionar as secreções mucosas com os hábitos alimentares da espécie.
- Fornecer dados que contribuam com o conhecimento da biologia da espécie *Trichomycterus* sp.
- Fornecer dados que viabilizem estudos posteriores referentes à alimentação da espécie, possibilitando seu aproveitamento

racional em cativeiro principalmente como espécie forrageira.

- Obter informações que possam auxiliar nos estudos de sistemática e filogenia do grupo.
- Contribuir para o estudo da ictiofauna brasileira.

1 - INTRODUÇÃO

Estima-se que há aproximadamente 450 milhões de anos, no período ordoviciano da Era Paleozóica, surgiram os primeiros vertebrados (ORR, 1986).

No processo de evolução dos vertebrados, podemos considerar que duas modificações seletivas, associadas ao aumento do corpo dos animais, foram vitais para que estes dominassem o ambiente no qual se encontravam.

A primeira está relacionada com as trocas gasosas entre os tecidos e o meio. Sendo assim, um mecanismo eficiente foi selecionado, o qual possibilitou o transporte do oxigênio até os tecidos, e da mesma forma do gás carbônico para fora do organismo. Surgiu então o sistema circulatório fechado.

Outro importante mecanismo de seleção desenvolveu-se na obtenção do alimento, ou seja, a incorporação de compostos orgânicos do meio, permitindo a manutenção e o funcionamento do organismo. Neste caso a principal força seletiva atuante foi o tipo de alimento disponível. Desta forma, diferentes mecanismos foram selecionados em função da diversidade de fontes de energia encontradas no meio, e a estes, estão associadas as alterações morfológicas e funcionais, decorrentes do processo seletivo.

Os vertebrados que apresentam mandíbulas, os gnathostomatas, foram então divididos em duas super classes : a super classe

Tetrapoda e a super classe Pisces.

A super classe Pisces, é representada por um grande número de espécies, as quais, habitam os mais diversos ambientes aquáticos. Surgiram no ordoviciano e siluriano. Entretanto no período devoniano, entre aproximadamente 320 a 265 milhões de anos, que atingiram seu auge. Esta foi então considerada a "Era dos Peixes" (ORR, 1986). Acredita-se que tenham surgido nos ambientes de água doce e posteriormente alcançado o ambiente marinho, tanto os Elasmobrânquios (peixes cartilaginosos) como os Teleósteos (peixes ósseos) (STORER et alii, 1984).

A classe Teleostei ou Osteichthyes, reúne maior número de espécies, e está representada em praticamente qualquer ambiente aquático do planeta. São encontrados tanto nos ambientes marinhos, salobros e de água doce. Habitam as profundezas dos oceanos, os trópicos e os pólos. Nos continentes são encontrados em regiões de grande movimento d'água, em águas de baixa oxigenação, bem como em ambientes onde a água pode não ser um fator constante durante todo o período do ano. Assim constitui-se em um grupo com notáveis adaptações às diferentes condições ambientais, decorrentes de modificações estruturais e no comportamento. Tais modificações foram importantes, pois possibilitaram a capacidade de sobrevivência e manutenção das espécies que ali se encontravam.

Um mecanismo bastante desenvolvido nos peixes é o comportamento alimentar, que associado às modificações estruturais do aparelho digestivo, está relacionado com tipo e a natureza do alimento ingerido, bem como com os hábitos

alimentares da espécie.

O continente Sulamericano, é bannado por uma extensa rede hidrográfica, onde as bacias formadas pelos grandes rios, possibilitaram a formação de diversos ambientes aquáticos, muitos com características peculiares.

O Brasil devido à sua extensão territorial, detêm grande parte destes recursos, fluvial e pesqueiro. Com isso desenvolveu-se em nosso território uma ictiofauna muito rica em número de espécies, dentre as quais, grande parte ainda encontra-se desconhecida, no referente à sua biologia e classificação. Toda essa diversidade representa um valioso banco genético, bem como um favorável recurso econômico praticamente inexplorado. No entanto, se não houver medidas que viabilizem o estudo básico destas espécies representadas, torna-se inviável o aproveitamento destes importantes recursos.

A piscicultura, como um dos ramos da zootecnia, desenvolveu-se muito nos últimos anos, constituindo-se hoje numa importante fonte alternativa de proteínas ao homem. Nos países desenvolvidos, é uma atividade técnica bastante conhecida e explorada, devido aos investimentos nos setores da pesquisa básica, possibilitando a criação de novas metodologias. No Brasil, subsidiada por tecnologias desenvolvidas no exterior, a piscicultura tornou-se uma atividade viável, mas ainda pouco utilizada. A importação de espécies exóticas, já conhecidas e perfeitamente adaptadas ao cultivo, como a carpa (*Ciprinus carpo*), criada a mais de 2.000 anos pelos chineses; as tilápias entre elas a nilótica (*Sarotherodon niloticus*), conhecida dos

egípcios a 2.000 anos a.C. e dezenas de outras espécies; a truta (*Micropterus salmoides*), são alguns exemplos de espécies introduzidas no Brasil (GALLI e TORLONI, 1985). Este fato trouxe ao mesmo tempo um desestímulo em se conhecer e adaptar nossas espécies nativas em cativeiro. Assim, espécies como: tucunaré (*Cichla ocellaris*), corimbatá (*Prochilodus scrofa*), trairão (*Hoplias lacerdae*), tambaqui (*Colossoma macropomum*), dourado (*Salminus sp.*) dentre outras, que são espécies favoráveis e aceitas pelo consumidor (GALLI e TORLONI, 1985). No entanto necessitam de estudos que viabilizem o seu manuseio, e tais conhecimentos envolvem principalmente reprodução, alimentação e comportamento.

1 . 1 - Revisão Bibliográfica

1.1.1 - Trato Digestivo

Devido à grande diversidade de espécies encontrada na classe Pisces, aliado às diferentes condições ambientais de seus habitats, principalmente quanto à disponibilidade de alimento, os peixes tem, há muito tempo, despertado o interesse de diversos pesquisadores, dentre eles: DOBSON (1874), EDINGER (1877), MACALLUM (1884, 1886), STIRLING (1884), EDINGER (1887), KUL'CHITSKIY (1887 - 1888), BIEDERMANN (1911), GREENE (1912), KRAUSE (1922) e DAWES (1929). Muitos destes trabalhos tem hoje apenas um significado histórico.

Apesar da aparente relação existente entre a morfologia do trato digestivo de peixes e o tipo de alimento ingerido, sua natureza e os hábitos alimentares das diferentes espécies, alguns autores dedicaram-se ao estudo morfológico estrutural sem formularem estas correlações (DORSON, 1874; MACALLUM, 1884; STIRLING, 1884; EDINGER, 1887; BIERDEMANN, 1911; GREENE, 1912; DAWES, 1929; JACOBSSHAGEN, 1937; CHAUDHRY e KHANDELWAL, 1961; CHITRAY e SAXENA, 1962; LAL, 1968; SEHGAL e SALARIA, 1970 e ANDERSON, 1986).

No entanto, importantes trabalhos tem sido feitos onde as estruturas morfológicas, tanto anatômicas como histológicas e ultraestruturais, são relacionadas com os hábitos alimentares e o tipo de alimento ingerido, pelos diversos tipos de peixes. Dentre eles destacamos: EDINGER (1877), MACALLUM (1886), PICTET (1909), BIEDERMANN (1911), GREENE (1912), ROGICK (1931), GHAZZAWI (1933, 1935), DHARAMRAJAN (1936), BLAKE (1936, 1937), BERNET (1938), CURRY (1939), SARBAHI (1939), SUYEIRO (1942), RAHMULLAH (1943), AL-HUSSAINI (1946a e b, 1947a e b, 1949a e 1949b), ISLAM (1951), GIRGIS (1952), AL-HUSSAINI e KADLY (1953), KAPOOR (1957a), BERTIN (1958), SWARUP (1959), SARKAR (1959), GOHAR & LATIF (1960), BELISIO (1962), CHITRAY e SAXENA (1962), PASHA (1964a), YEKSAJEVA e KOLOSS (1964), HALE (1965), ISOKAWA et alii (1965), BISHOP e ODENSE (1966), UNNITHAN (1966), CHAICHARN e BULLOCK (1967), GAMMON (1970), GODINHO et alii (1970), KHANNA e MEHROTRA (1970), KHANNA (1971), SRIWASTWA (1970), KNORRE (1971), OLIVEIRA E SILVA (1971), DIXIT e BISHT (1972), GAUTHIER e LANDIS (1972), PIGNALBERI et alii (1973), ANDERSON e

MITCHUM (1974), SINHA e MOITRA (1974), ASHLEY (1975), CIULLO (1975), GRIZZLE e ROGERS (1976), HUEBNER (1978), JOYCE e CHAPMAN (1978), REIFEL (1978), SIS et alii (1979), ONO (1980), YADAV e SINGH (1980), STROBAND e KROON (1981), ROMBOUT e TAVERNE-THIELE (1982), ULIBARRIE (1982), ZIHLER (1982), CHAVES (1984), MARTIN e BLABER (1984), HILLIARD e POTTER (1988), MENIN (1988) e CACECI e HRUBEC (1990).

Embora ainda de uma forma bastante discutida, alguns autores consideram que determinadas estruturas do trato digestivo de peixes podem auxiliar tanto no estabelecimento da posição filogenética do grupo ou espécie, como na sua classificação (KUL'CHITSKIY, 1887 - 1888; KRAUSE, 1922; BERG, 1940; GERBIL'SKIY, 1961; KONFAL, 1966; VERIGINA, 1970; ZIHLER, 1982; KOROVIINA e KHOZATSKIY, 1983 e SOKOLOV et alii, 1986. Duas famílias de raias de origem no cretáceo, Rajidae e Dasyatidae, foram classificadas tendo se por base além de outros caracteres, também o tipo de epitélio do esôfago (BERG, 1940), bem como as ordens Atheriniformes e Mugiliformes da classe Osteichthyes. As ordens Mugiliformes, Siluriformes e Esociformes, apresentam peculiaridades quanto à estrutura do trato digestivo, o que permite evidenciá-las dentro do grupo (DZHUMALIYEV, 1982).

DZHUMALIYEV (1982), observando 27 espécies de 16 diferentes famílias de Condricthyes e Osteichthyes, sugere que as mudanças no canal alimentar dos diferentes grupos de peixes estão relacionados com o tipo de alimento. Segundo o mesmo autor, estas modificações devem estar relacionadas também com os processos

evolutivos e podem ser utilizadas como evidente caráter diagnóstico para grandes taxos de peixes (ordem e família), dependendo da classificação aplicada.

VERIGINA (1984), estudando a composição e variação do tecido conjuntivo encontrado no tubo digestivo de 4 espécies de Abramidinae, sugere que a estrutura pode estar relacionada com modificações filogenéticas.

Segundo GERBIL'SKIY (1961), as estruturas celulares e histológicas são mais conservadas do que as estruturas anatômicas, podendo assim apresentar particular interesse nos estudos filogenéticos.

1.1.2 - Aparelho Bucal

Constituem o aparelho bucal, as estruturas externas da cabeça que estão relacionadas com o trato digestivo como os barbilhões e os lábios. São estruturas que em determinados grupos apresentam-se mais ou menos desenvolvidos, auxiliando na detecção e apreensão do alimento.

Os barbilhões são encontrados em diferentes tamanhos e número, dependendo do grupo de peixes. São mais comuns e desenvolvidos na ordem Siluriformes, os quais apresentam hábitos noturnos e/ou procuram seu alimento no fundo.

A estrutura geral dos barbilhões encontrados em teleósteos de água doce, tem sido descrita por vários autores e a presença de botões gustativos nestas estruturas foi descrita por LEYDIG (1951). Vários outros autores, sugerem no entanto que estas estruturas participam na procura do alimento no ambiente (LEYDIG,

1851; HERRICK, 1901; SATO, 1937; BHATTI, 1952; RAJBANSHI, 1966; KAPOOR e BHARGAVA, 1967 e JOYCE, 1978). Esta relação é reforçada por AL-HUSSAINI (1949a e b), CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961) e SINGH (1966), na descrição de botões gustativos encontrados nos lábios e na cavidade bucal dos peixes estudados por eles.

Células mucosas são descritas nos barbilhões de espécies do gênero *Corydoras* por HENRIKSON e MATOLTSY (1967) e em *Ictalurus punctatus* por JOYCE e CHAPMAN (1978) e RAJBANSHI (1966).

Nos lábios é encontrada uma grande quantidade de botões gustativos por DIXIT e BISHT (1972) em *Schizothorax richardsonii*, SARBAHI (1939), em *Labeo rohita*, AGRAWAL e RASBANSHI (1967) em *Notopterus notopterus* e em pequenas quantidades por KHANNA e MEHROTRA (1970) em *Tor tor* e *Ilisha filigera*, em pequenas quantidades. Segundo SEHGAL (1966), os botões gustativos nos lábios tem a função de identificar o alimento.

As células mucosas nos lábios, foram identificadas por DIXIT e BISHT (1972) em *Schizothorax richardsonii*; e KHANNA e MEHROTRA (1970), encontrou células mucosas formando uma fileira praticamente contínua nos lábios de *Ilisha filigera*.

Mesmo existindo uma grande variação nas estruturas que compõe o trato digestivo de diferentes espécies de peixes, e havendo forte evidência de que estas modificações estejam relacionadas com os hábitos alimentares das espécies, o padrão dos órgãos encontrados nas diferentes espécies chega a ser bastante similar. Assim sendo, de forma geral, o trato digestivo de peixes compõem-se de: Intestino Cefálico (cavidade bucofaringeana), Intestino Anterior (esôfago e estômago),

Intestino Médio e Intestino Posterior ou Reto, segundo BERTIN (1958).

No entanto, as variações encontradas podem se referir tanto ao desenvolvimento de determinado órgão, distribuição de estruturas características como botões gustativos ou células secretoras de muco; quanto à variação dos tipos celulares encontrados no epitélio da mucosa que reveste o tubo digestivo.

1.1.3 - Intestino Cefálico

No intestino cefálico, as modificações mais comumente encontradas se relacionam com: posição da boca, tamanho e forma da cavidade bucal, bem como a distribuição de células secretoras de muco e botões gustativos (DAWES, 1929; ROGICK, 1931; VANJAKSHI, 1938; AL-HUSSAINI, 1949a; ISLAM, 1951; KAPOOR e CHAPMAN, 1975; PASHA e KAMAL, 1964a; KHANNA e MEHROTRA, 1970; YADAV e SINGH, 1980 e MARTIN e BLABER, 1984).

As células secretoras de muco estariam relacionadas com a deglutição do alimento (AL-HUSSAINI, 1949a; CHAUDHRY e KHANDELWAL, 1961; SARBAHI, 1939; GODINHO et alii, 1970 e MEHROTRA e KHANNA, 1969).

GODINHO et alii (1970), sugere que além de auxiliar a deglutição, o muco secretado pelas células mucosas exerce um tipo de proteção sobre os arcos branquiais.

Para alguns autores a presença dos botões gustativos nas diferentes porções da cavidade bucal, fornece fortes incícios

quanto ao hábito alimentar do peixe. Segundo AL-HUSSAINI (1946a e b, 1947a e 1949a) estão relacionada com o caminho do alimento e não com sua natureza. No entanto ISLAM (1951) relaciona-os com o alimento e hábito alimentar e KHANNA e MEHROTRA (1970) com a maneira como se alimentam e não com o alimento em si.

A presença de células claviformes na cavidade bucal é descrita por diversos autores, dentre eles PURSER (1926), VANJAKSHI (1938), GIRGIS (1952), ZAMITH (1952), BERTIN (1958), GODINHO et alii (1970), KHANNA e MEHROTRA (1970), CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961) e ULIBARRIE (1982). VANJAKSHI (1938), identificou-as como células gigantes em *Saccobranchus fossilis* e MEDEIROS (1969), relacionou-as com a produção de cisteína.

Os dentes são encontrados nos teleósteos em diferentes tipos e tamanhos, e refletem de forma direta e geral, a preferência alimentar da espécie. Podem estar localizados na mandíbula, palatino, vômer, língua, ossos da faringe, arcos branquiais e raramente no esôfago (GLICHRIST, 1922; BUHLER, 1930; BARNARD, 1948 e KOSAKAI, 1965).

São importantes nos estudos de filogenia e taxonomia (CHU, 1935; ADYAGI, 1957; KOBAYASI e MAEDA, 1961; ARAI, 1982 e NAKAJIMA, 1990). Diversos autores tem estudado a constituição dentária em vários peixes, entre eles LISON (1941), PEARSE (1962) e KEMP (1979). EDMUND (1960), MILLER e RADNOR (1970), LAWSON et alii (1971). MILLER e ROWE (1973) tem estudado a frequência de substituição dos dentes em peixes e anfíbios.

1.1.4 - Esôfago

O esôfago é encontrado em todas as espécies estudadas, sendo um órgão de transição entre a faringe e a continuação do tubo digestivo. É um órgão tubular e curto, onde o padrão das pregas da mucosa apresenta uma variação muito grande nas diferentes espécies. O epitélio pode ser simples, estratificado ou ainda apresentar-se com os dois tipos de epitélio (AL-HUSSAINI, 1949a; CHAUDHRY e KHANDELWAL, 1961; BELISIO, 1962; ISOKAWA et alii, 1965; DALELA, 1969; SEHGAL e SALARIA, 1970; PIGNALBERI et alii, 1973; SIS et alii, 1979; ROMBOUT e TAVERNE-THIELE, 1982 e MARTIN e BLABER, 1984).

Os botões gustativos no esôfago, segundo MACALLUM (1886) e AL-HUSSAINI (1946a) seriam encontrados em apenas alguns tipos de peixes. No entanto, diversos autores tem identificado botões gustativos no esôfago, entre eles: ROGICK (1931), VANJAKSHI (1938), CURRY (1939), SARBAHI (1939), AL-HUSSAINI (1949a), ISLAM (1951), KAPOOR (1957a e b), CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961), MOHSIN (1962), PASHA e KAMAL (1964 a e b), HALE (1965), LAL (1968), SEHGAL e SALARIA (1970), DIXIT e BISHT (1972), GAMMON et alii (1973), SIS et alii (1979) e MARTIN e BLABER (1984).

As células secretoras de muco encontradas no esôfago podem variar na forma, na disposição e no número. Na maioria dos peixes estudados são encontradas em grande quantidade, auxiliando no processo de deglutição do alimento, facilitando sua condução ao interior do tubo digestivo (OPPEL, 1896; MOHSIN, 1962; ULIBARRIE, 1982; PASHA e KAMAL, 1964a; AGRAWAL e SHARMA, 1965;

BULLOCK, 1967; MEDEIROS, 1969; GODINHO et alii, 1970, SRIWASTWA, 1970; OLIVEIRA E SILVA, 1971; CHAD, 1973; GAMMON e TIEMEIER, 1973; FIGNALBERI et alii, 1973,; SIS et alii, 1979; OLIVEIRA, 1980 e MARTIN e BLABER, 1984).

MOHSIN (1962), encontrou células ciliadas no esôfago de *Barbus sarana*, também encontradas por MACALLUM (1886), VANJAKSHI (1938), SARBAHI (1939) e AL-HUSSAINI (1946a), em outras espécies.

A formação de glândulas no esôfago é citada por apenas alguns autores como CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961), MOHSIN (1962), DZHUMALIYEV (1982,), ULIBARRIE (1982), e MARTIN e BLABER (1984).

DZHUMALIYEV (1982), mostra que não há sucessão de tipos de epitélio do esôfago, se consideramos os Condrichthyes os mais primitivos para os mais evoluídos. Não há sequência cronológica de mudança no tipo de epitélio e o efeito direto do alimento natural sobre o tipo de epitélio parece duvidoso. Assim sendo, para diferentes ordens, o epitélio do esôfago reflete fracamente a adaptação para os diferentes tipos de alimento, bem como para sua natureza. O papel do esôfago na digestão é discutido. No entanto, embora não seja comum em teleósteos, *Girella tricuspidata* apresenta uma camada muscular circular desenvolvida, o que lhe permite macerar o alimento.

1.1.5 - Estômago

PICTET (1909), GREENE (1912), ROGICK (1931) e BLAKE (1930 e 1936), referem-se ao estômago em peixes, como sendo um alargamento do intestino. No entanto, baseando-se em

características anatômicas e histológicas, muitos autores classificaram o estômago de peixes em basicamente 2 tipos:

1) **Estômago Verdadeiro:** Pode apresentar-se em diversos tamanhos e formas, caracteriza-se pela presença de duas porções distintas histologicamente. Estas são estabelecidas pela presença de glândulas gástricas (porção cárdica) e pela ausência destas (porção pilórica) (GREENE, 1912; DAWES, 1929; BLAKE, 1936, AL-HUSSAINI, 1946a; BELISIO, 1962; MOHSIN, 1962; PASHA e KAMAL, 1964a; HALE, 1965; UNNITHAN, 1966; DALELA, 1969; GODINHO et alii, 1970; HIRJI e COURTNEY, 1979; YADAV e SINGH, 1980; ROMBOUT e TAVERNE-THIELE, 1982; ULIBARRIE, 1982 e MARTIN e BLABER, 1984).

2) **Bulbo Intestinal:** Foi primeiramente utilizado por ROGICK (1931) e ISLAM (1951); GIRGIS (1952), chamou de saliência do intestino proximal sem glândulas gástricas, CURRY (1939) de grande braço do intestino; BABKIN e BOWIE (1928) de duodeno e DAS (1956) de estômago. A observação porém de que o órgão não apresenta glândulas gástricas e de que o epitélio de revestimento assemelha-se ao do intestino, foi feita por todos. Outros autores identificaram estruturas semelhantes em diversas espécies de peixes, dentre eles: ROGICK (1931), ISLAM (1951), KAPOOR (1957a), CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961), UNNITHAN (1966), DALELA (1969), KHANNA (1971), GAUTHIER e LANDIS (1972), SINHA e MOITRA (1974), VERMA e TYAGI (1974), REIFEL (1979) e CHAVES e VAZZOLER (1984).

No estômago verdadeiro de diversas espécies de peixes, não foram identificadas diferenças entre células pépticas e oxínticas, no interior das criptas gástricas (EDINGER, 1877;

GREENE, 1912; BLAKE, 1930 e 1936; ISLAM, 1951; AL-HUSSAINI, 1953, SARKAR, 1959; BARRINGTON, 1957; MOHSIN, 1962; PASHA e KAMAL, 1964a; HALE, 1965; BISHOP e ODENSE, 1966; DALELA, 1969; GODINHO et alii, 1970; SASTRY, 1973; VERMA e TYAGI, 1974; ULIBARRIE, 1982 e MARTIN e BLABER, 1984). Segundo PASHA e KAMAL, 1964a esta é uma característica encontrada em todos os teleósteos.

1.1.6 - Intestinos

O intestino médio localiza-se imediatamente após a valva pilórica nos indivíduos com estômago verdadeiro, ou após o bulbo intestinal. Segundo vários autores apresenta-se como um órgão tubular, formado por 4 camadas: mucosa, submucosa, muscular (circular e longitudinal) e serosa (AL-HUSSAINI, 1949a; BELLISIO, 1962; MOHSIN, 1962; PASHA e KAMAL, 1964a e b; HALE, 1965; BISHOP e ODENSE, 1966; CHAICHARN e BULLOCK, 1967; DALELA, 1969; GODINHO et alii, 1970; SEHGAL e SALARIA, 1970; SRIWASTWA, 1970; GAMMON et alii, 1973; PIGNALBERI et alii, 1973; SASTRY, 1973; SINHA e MOITRA, 1974; REIFEL e TRAVIL, 1979; YADAV e SINGH, 1980 e ULIBARRIE, 1982).

Todas estas camadas podem variar nas diferentes espécies estudadas, no entanto a que mais tem apresentado modificações foi a mucosa, em função das dobras, e dos diferentes tipos celulares encontrados, embora todos descrevam um epitélio de revestimento cilíndrico simples (AL-HUSSAINI, 1949a; MOHSIN, 1962; PASHA, e KAMAL, 1964a; HALE, 1965; BISHOP e ODENSE, 1966; DALELA, 1969; GODINHO et alii, 1970; SIS et alii, 1979; YADAV e SINGH, 1980; ROMBOUT e TAVERNE-THIELE, 1982 e ULIBARRIE, 1982).

Alguns autores como BARTON (1902), DAWES (1929), BLAKE (1930 e 1936), ROGICK (1931), ISLAM (1951), BARRINGTON (1957), BISHOP e ODENSE (1966), SINGH (1966), BUCKE (1971), GUPTA (1971) e WEISEL (1973), não observaram um intestino diferenciado ou com divisão distinta, nas espécies por eles estudadas.

A valva íleo-retal, que separa o intestino médio do reto não é encontrada em todos os peixes. Foi descrita por DAWES (1929) e AL-HUSSAINI (1946a e 1947b) como sendo uma projeção da muscular circular interna, impedindo o refluxo do conteúdo intestinal ao intestino médio. No entanto MOHSIN (1962), descreveu para *Anabas testudineus*, *Glossogobius giurus*, *Amphipneustes* *cuchia*, *Notopterus notopterus* e *Pseudohombas triocellatus*, a presença de um esfícter no lugar de uma valva propriamente dita.

KOROVINA e KHOZATSKIY (1983), colocam que a valva íleo-retal em muitos peixes tem a forma de um funil, ou ainda uma única volta em espiral. A ausência da valva íleo-retal em muitos peixes, caracteriza a falta de intestino posterior ou reto (GREENE, 1912; ROGICK, 1931; KAPOOR, 1953 e PASHA e KAMAL, 1964a).

Quanto aos tipos celulares encontrados nos intestinos médio e reto, sobressaem as células caliciformes secretoras de muco, encontradas em todos os peixes observados, podendo no entanto variar no tamanho, número, distribuição e natureza da substância secretada (EDINGER, 1876; DAWES, 1929; BLAKE, 1930; ROGICK, 1931; CURRY, 1939; Mc VAY e KAN, 1940; AL-HUSSAINI, 1946a e b, 1947a e b e 1949a e b; MAHADEVAN, 1950; GIRGIS, 1952; KAPOOR, 1953 e 1957b; SARKAR, 1959; CHAUDHRY e KHANDELWAL, 1961; BELIZIO, 1962;

MOHSIN, 1962; AGRAWAL e SHARMA, 1965; HALE, 1965; DALELA, 1969; GODINHO et alii, 1970; SRIWASTWA, 1970; KHANNA, 1971; OLIVEIRA e SILVA, 1971; GAUTHIER e LANDIS, 1972; GAMMON et alii, 1973; PIGNALBERI et alii, 1973; SASTRY, 1973; SINHA e MOITRA, 1974; REIFEL e TRAVIL, 1977, 1978, 1979; HIRJI e COURTNEY, 1979; SIS et alii, 1979; ROMBOUT e TRAVERNE-THIELE, 1982; ULIBARRIE, 1982; MARTIN e BLABER, 1984 e SOKOLOV et alii, 1986).

A maior secreção mucosa é devida à presença de grande concentração de células caliciformes no reto, formando muitas vezes uma camada quase contínua, para muitos autores facilita a defecação e ajuda na proteção do epitélio de revestimento da mucosa (DAWES, 1929; BLAKE, 1930; AL-HUSSAINI, 1949a e b; GIRGIS, 1952; KAPOOR, 1953; SARKAR, 1959; CHAUDHRY e KHANDELWAL, 1961; AGRAWAL e SHARMA, 1965; HALE, 1965; KHANNA, 1971; SASTRY, 1973; REIFEL, 1979 e MARTIN e BLABER, 1984).

As células ciliadas descritas por BARRINGTON (1957), como característica de epitélio primitivo, foram também identificadas por, EDINGER (1877), ISHIDA (1935), KATO (1935) e BISHOP e ODENSE (1966) no intestino de alguns teleósteos.

Com relação à presença ou não de glândulas, segundo AL-HUSSAINI (1949a), o intestino de teleósteos é o mais simples entre os vertebrados e portanto não existem glândulas. Da mesma forma este mesmo autor sugere que nunca aparecem glândulas no intestino de teleósteos. No entanto, VALATOUR (1861), MACALLUM (1884), PURSER (1931), VERIGINA, (1965) e ASHLEY (1975), identificaram estruturas semelhantes a glândulas no intestino de peixes. Glândulas multicelulares, tipo criptas de Lieberkuhn

estão ausentes nos peixes, embora tenham sido descritas por BISHOP e ODENSE (1966) em alguns membros da família Gadidae.

ROMBOUT (1977) e ROMBOUT et alii (1978) identificou 4 tipos celulares endócrinas entre as células do intestino, e ROMBOUT e TAVERNI-THIELE (1982), identificou 5 tipos de células endócrinas no primeiro segmento do intestino de uma espécie de teleósteo. No entanto, em trabalhos mais recentes a presença de diversos tipos de enzimas encontradas no intestino de teleósteos, como fosfatase ácida e alcalina, lipases, gastrinas, glucagon, somatostatina, entre outras imunoreativas inespecíficas, evidenciam a existência de células secretoras endógenas e exógenas neste órgão (LANGER et alii, 1979; ROMBOUT, 1979; VAN NOORDEN e FALKMER, 1980; YADAV e SINGH, 1980 e ROMBOUT, 1982).

Células denominadas como granulares foram identificadas por muitos autores, na submucosa e mucosa de várias espécies de peixes (GREENE, 1912; JORDAN e SPIEDEL, 1924; BOLTON, 1933; AL-HUSSAINI, 1949a e b; BULLOCK, 1967; CHAICHARN e BULLOCK, 1967; KHANNA, 1971; DIXIT BISHT, 1972 e REIFEL, 1979).

1.1.7 - Glândulas Anexas

- Fígado

O fígado em teleósteos é compacto, localizado no primeiro terço da cavidade abdominal, podendo ser unilobulado ou multilobulado, dependendo da espécie em estudo. A maioria não apresenta lóbulos distintos e as células poligonais do tecido hepático apresentam um arranjo irregular (SARKAR, 1959;

AGRAWAL e SHARMA, 1965; HALE, 1965; SRIWASTWA, 1970; DIXIT e BISHT, 1972; PIGNALBERI et alii, 1973; SASTRY, 1973 e ULIBARRIE, 1982).

GULLAND (1898), WIER & CHURCHILL (1945) e AMLACHER (1964), descreveram o fígado como sendo uma massa contínua, com sinusóides anostossomados.

- Pâncreas

Foi primeiramente estudado por MACALLUM (1886) e desde então tem sido investigado por diversos autores, KEIL (1917), PURSER (1931), BARON (1934), SARBAHI (1939), KRISTAL (1946), GIRGIS (1952), KAPOOR (1953), SINHA (1958), SARKAR (1959), KHANNA (1962), HALE (1965), BISHOP e ODENSE (1966), SRIWASTWA (1970), DIXIT e BISHT (1972), LANGER et alii (1979), ROMBOUT e TAVERNE-THIELE (1982) e ULIBARRIE (1982).

O pâncreas pode ser localizado na cavidade abdominal ao longo dos vasos do mesentério, próximo ao ducto biliar, ao redor da vesícula biliar, no fígado próximo aos ductos hepáticos e entre os cecos pilóricos (NUSBAUM-HILAROVICZ, 1919; GIRGIS, 1952; SARKAR, 1959; HALE, 1965; BISHOP e ODENSE, 1966; LANGER et alii, 1979 e ROMBOUT e TAVERNE-THIELE, 1982).

Os dois tipos glandulares, endócrino e exócrino, poderão ser encontrados no pâncreas de peixes, embora SRIWASTWA (1970) não tenha encontrado Ilhotas de Langerhans em *Rhynchobdella aculeata*. O pâncreas dos teleósteos, grandemente difuso, pode apresentar porções endócrinas localizadas em regiões diferentes das exócrinas, ou simplesmente se encontrarem em uma mesma estrutura.

ROMBOUT e TAVERNE-THIELE (1982), identificou 5 tipos de células nas ilhotas de Langerhans, e dentre os hormônios encontrados estão a insulina, o glucagon e a somatostatina (LANGER et al, 1979; STEFAN e FALKMER, 1980).

1 . 2 - Histoquímica de Carboidratos

As células de secreção mucosa encontram-se espalhadas por todo o aparelho digestivo dos vertebrados inferiores e no intestino dos vertebrados superiores. Nos peixes estão localizadas nos barbilhões, lábios, cavidade bucal, esôfago, estômago e intestinos, onde se distribuem de forma variada, dependendo da função do órgão e do tipo de alimento ingerido (SARKAR, 1959; CHAUDHRY e KHANDELWAL, 1961; MOHSIN, 1962; PASHA e KAMAL, 1964a; AGRAWAL e SHARMA, 1965; HALE, 1965; BISHOP e ODENSE, 1966; SEHGAL, 1966; DALELA, 1969; GODINHO et alii, 1970; KHANNA e MEHROTRA, 1970; SEHGAL e SALARIA, 1970; SRIWASTWA, 1970; OLIVEIRA E SILVA, 1971; DIXIT e BISHT, 1972; GAMMON et alii, 1973; PIGNALBERI et alii, 1973; SASTRY, 1973; SIS et alii, 1979; ROMBOUT e TAVERNE-THIELE, 1982; ULIBARRIE, 1982; MARTIN e BLABER, 1984).

Diferentes tipos celulares com secreção de substância de natureza mucosa, foram identificadas por diversos autores. As células denominadas mucosas foram encontradas nos lábios e cavidades bucal por SARKAR (1959), PASHA e KAMAL (1964a), BISHOP e ODENSE (1966), AGRAWAL e SHARMA (1965), DALELA (1969), KHANNA e MEHROTRA (1970).

Em *Ilisha filigera*, segundo KHANNA e MEHROTRA (1970) foram descritas células mucosas de tamanho sacular e piriforme, formando quase uma fileira contínua no epitélio. Outros autores também observaram esta disposição das células mucosas na cavidade bucal de diferentes espécies (SARKAR, 1959). DAWES (1929) demonstrou que as células mucosas são raras na cavidade bucal de *Pleuronectes platessa*, mas encontram-se abundante na região faríngea desta mesma espécie. No entanto, MOHSIN (1962), KHANNA e MEHROTRA (1970) e DIXIT e BISHT (1972), identificaram como células caliciformes, as células de secreção mucosa encontradas na cavidade bucal das espécies por eles investigadas. KHANNA e MEHROTRA (1970), descreveram que em todas as 6 espécies por ele analisadas, o conteúdo celular de todas as células de secreção mucosa encontradas na cavidade bucal, reagiram positivamente para o reagente de Schiff.

No esôfago, as células secretoras de muco são encontradas formando capas contínuas (PIGNALBERI et alii, 1973 ; MARTIN e BLABER, 1984), 2 ou 3 fileiras em *Anabas testudneus* (MOHSIN, 1962) ou ainda com poucas células mucosas na região anterior e completamente ausente na sua porção final (PASHA e KAMAL 1964a). MEDEIROS (1969) identificou células do tipo mucosas, reagindo negativamente para o PAS, no entanto GODIN-O et alii (1970), CHAO (1973) e OLIVEIRA (1980) encontraram células mucosas ácidas e neutras no fundo das criptas, formadas pelas dobras do epitélio no esôfago. OLIVEIRA e SILVA (1971) GAMMON e TIEMEIER (1973), SIS et alii (1979), mostraram que as células mucosas, nas espécies por eles estudadas são

positivas ao PAS.

No estômago verdadeiro, em alguns peixes, embora pouco comum, podem ser encontradas células caliciformes em pequeno número, entre as células cilíndricas do epitélio da mucosa (BELISIO, 1962; MOHSIN, 1962; PIGNALBERI et alii, 1973; SASTRY, 1973; VERMA e TYAGI, 1974). De forma característica, ocorre também uma reação PAS positiva, na porção apical das células cilíndricas, que revestem a mucosa do estômago. Isto é observado por diversos autores, dentre eles PASHA e KAMAL, 1964a; BISHOP e ODENSE, 1966; UNNITHAN, 1966; OLIVEIRA e SILVA, 1971; GAMMON et alii, 1973; SIS et alii, 1979 e MARTIN e BLABER, 1984. No entanto as células cilíndricas de revestimento, encontradas na porção pilórica do estômago, apresentam uma reação positiva mais intensa para o reagente de Schiff, do que aquelas encontradas na porção anterior do órgão (BISHOP e ODENSE, 1966; KANNA, 1971). Mucopolissacarídeos ácidos, neutros e provavelmente sulfatados, foram identificados no estômago mecânico de *Mugil sp.* por CASTRO et alii, (1961). Outro tipo celular que foi observado em maior quantidade na região pilórica e pouco distribuído na região anterior do intestino de *Perca fluviatilis* por HIRJI e COURTNEY (1979) são as células em forma de pera. Foram identificadas também por BUEHLER (1930), VERIGINA e MEDANI (1968). No entanto, AL-HUSSAINI (1946a) sugeriu que estas seriam estágios de células caliciformes em desenvolvimento, encontrados no estômago e intestino de teleósteos.

Nos peixes onde é observado o bulbo intestinal, podem ser encontrados células de secreção mucosa, entre as células

epiteliais que revestem internamente o órgão (CHAUDHRY, e KHANDELWAL, 1961; SEHGAL e SALARIA, 1970; K-ANNA, 1971; LIXIT e BISHT, 1972; SINHA e MOITRA, 1974), e segundo DIXIT e BISHT, (1972) apresentam reação positiva para tionina em *Shizothorax richardsonii*.

As células caliciformes encontradas nos intestinos médio e reto dos peixes teleósteos, variam quanto à distribuição e ao número, tanto nas diferentes espécies, como para as diferentes porções do tubo intestinal de uma mesma espécie (DAWES, 1929, BLAKE, 1930; ROGICK, 1931; CURRY, 1939; Mc VAY E KAAN, 1940, AL-HUSSAINI, 1946a e b; MAHADEVAN, 1950; ISLAM, 1951; GIRCIS, 1952; KAPOOR, 1953; KAPOOR, 1957b; SARKAR, 1959; CHAUDHRY e KHANDELWAL, 1961; BELISIO, 1962; MOHSIN, 1962; AGRAWAL e SHARMA, 1965; PALE, 1965; DALELA, 1969; GODINHO et alii, 1970; SRIWASTWA, 1970; KHANNA, 1971; OLIVEIRA E SILVA, 1971; DIXIT e BISHT, 1972; GAUTHIER e LANDIS, 1972; GAMMON et alii, 1973; PIGNALBERI et alii, 1973; SASTRY, 1973; SINHA e MOITRA, 1974; REIFEL e TRAVIL, 1977, HIRJI e COURTNEY, 1979; REIFEL, 1979; SIS et alii, 1979; ROMBOUT e TAVERNE-THIELE, 1982; ULIBARRIE, 1982; MARTIN e BLABER 1984; SOKOLOV et alii, 1986). Os estudos histoquímicos da secreção mucosa nas células caliciformes do intestino (médio e reto) de peixes teleósteos, revelaram que estas células secretam mucopolissacarídeos de natureza neutra, ácida, ácida sulfatada, glicoproteica e ácido siálico, (SARKAR, 1959; SILVA et alii, 1960; ISLAM, 1951; OLIVEIRA E SILVA, 1971; GAUTHIER e LANDIS, 1972; GAMMON et alii, 1973; REIFEL, 1979; SIS et alii, 1979; ROMBOUT e TAVERNE-THIELE, 1982). A presença de células caliciformes

constituindo uma camada praticamente contínua no reto foi observada por KHANNA (1971) e DIXIT e BISHT (1972). Segundo AL-HUSSAINI (1949b), as células caliciformes que secretam muco e zimogênio no intestino de peixe são características de espécies carnívoras. Da mesma forma sugere que as células encontrada no ápice das dobras, que coram menos intensamente do que as encontradas nos lados, indicam a capacidade de secretar zimogênio e, quando mais velhas detem a função secretora de muco.

1 . 3 - Caracterização da espécie estudada

O gênero *Trichomycterus*, VALENCIENNES (1833) pertence à classe Osteichthyes, sub classe Actinopterygii, infra classe Teleostei, divisão Euteleostei, super ordem Protacanthopterygii, ordem Siluriformes, família Trichomycteridae e sub família Trichomycterinae (FOWLER, 1954; STORER et alii, 1984).

Segundo BASKIN (1972) e MYERS & WEISTZMAN (1966), a família Trichomycteridae dividida em várias subfamílias, é composta de aproximadamente 32 gêneros e 141 espécies.

A distribuição geográfica do grupo é grande, e segundo EIGENMAN (1918) e ARRATIA (1978), encontra-se em toda a América do Sul.

De acordo com ARRATIA e MENU-MARQUE (1984), *Trichomycterus boylei* e *Trichomycterus occupy* não são encontrados nas regiões baixas do "Paraná-Prata", sendo adaptados às regiões de corredeiras dos Andes. E segundo o mesmo autor, algumas espécies localizadas na América do Sul são encontradas em regiões altas,

como *Trichomycterus duellmami* coletados a 3.300 m de altitude na Bolívia. *Trichomycterus boylei* foi coletado em regiões onde a profundidade variava entre 15 e 65 cm apresentando o ambiente uma grande quantidade de algas filamentosas e plantas aquáticas. No entanto, *Trichomycterus roigi* foi encontrado em regiões do rio Pastos Chicos na Argentina, onde praticamente nenhuma vegetação aquática foi observada, a temperatura é comumente baixa e os peixes estavam sob pequenas pedras livres do fundo.

A família Trichomycteridae tem sido muito estudada, e diferentes análises quanto ao comportamento em grupo, também tem sido feitas (ARRATIA, 1978). Os trabalhos mais importantes quanto à sistemática do grupo, foram feitos por EIGENMANN e EIGENMANN (1890 e 1891), EIGENMANN (1909, 1918, 1921 e 1927) e EIGENMANN e ALLEN (1942). No entanto, a classificação mais recente foi de CHARDON (1968), a qual coloca a família Trichomycteridae como único grupo da superfamília Trichomycterioidea.

Segundo ARRATIA (1978), os gêneros mais importantes da família Trichomycteridae são os *Nematogenys*, *Trichomycterus* e *Hatcheria*. No entanto DE BUEN (1958) propõe que o gênero *Hatcheria* seja considerado um subgênero do gênero *Trichomycterus*.

Os caracteres utilizados para diagnósticos das espécies de *Trichomycterus* são variáveis e dificultam as comparações (TCHERNAVIN, 1944). O tamanho dos barbilhões e o número de denticulos interoperculares são caracteres importantes na separação das espécies (ARRATIA, 1978).

Oito espécies de *Trichomycterus* já foram descritos na Argentina (GASLINE, 1945; RIQUELET e ARAMBURU, 1967), mas no

Brasil a falta de levantamentos ictiofaunísticos e outros dados, dificultam os estudos de sistemática dos grupos aqui representados.

Quanto ao regime alimentar, PINNA (1985) em levantamento realizado em Floresta da Tijuca no Rio de Janeiro, observou-se que *Trichomycterus brasiliensis* alimenta-se de invertebrados aquáticos, principalmente formas jovens de *Ephemeroptera*, *Trichoptera* e *Diptera* (Chironomidae). No entanto, ARRATIA e MENU-MARQUE, (1984) observou que alguns animais como girinos do gênero *Telmatobius*, crustáceos do gênero *Aegla* participam do mesmo habitat. Das espécies por ele estudadas, *Trichomycterus boylei* não foi encontrado nas regiões mais altas do Rio Grande, na Argentina, no entanto em regiões abaixo de 2.200 m, foram frequentemente encontrados juntamente com *Loricaria steinbarchii*, *Plecostomus* sp., *Heptapterus mustelinus* e certos Characidae e Callichthyidae.

Com relação à espécie estudada neste trabalho, não foram feitas observações quanto à ecologia da espécie, mas sabe-se que são encontrados tanto nas regiões altas com pouco volume de água, como nas regiões mais baixas, onde o volume de água é maior, e a fauna é mais diversificada.

No entanto, a literatura disponível não fornece praticamente nenhuma informação referente à biologia do grupo, principalmente quanto aos hábitos alimentares e comportamento reprodutivo.

2 - MATERIAL E MÉTODOS

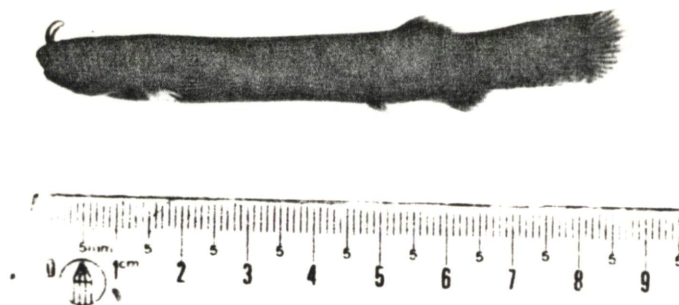
2.1 - Considerações Gerais

A espécie estudada, *Trichomycterus* sp., não tem ainda um reconhecimento específico. No entanto, o material testemunho encontra-se depositado no Museu Nacional/UFRJ, sob o registro MNRJ 11771. Os estudos mais recentes, e ainda não divulgados completamente sugerem que se refira ao animal em estudo como a espécie *Trichomycterus* sp. da bacia do rio Grande. (FIGURA 01).

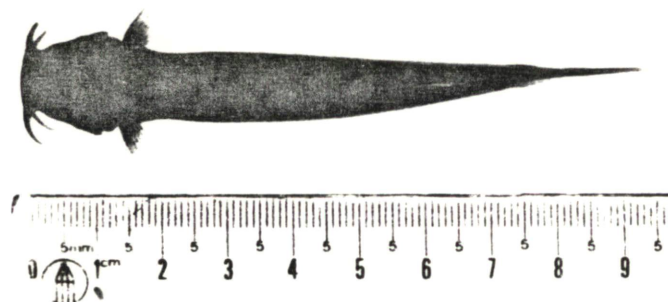
Segundo IHERING (1968) e SANTOS (1981) recebem alguns nomes vulgares como: cambeva, acangapeva, peixe-gato, bagre-mole, e maria-mole.

A espécie é de pequeno porte, apresenta o dorso coberto por manchas escuras, ausentes na região ventral do corpo. Possui um par de barbilhões nasais, dois pares maxilares e denticulos na região do opérculo ou interopérculo (FIGURA 01). Possui hábitos noturnos, escondendo-se entre pedras, folhas e raízes durante o dia e com água turva pelas chuvas ou à noite, saem à procura de alimento. São encontrados preferencialmente em pequenos riachos os quais, podem formar pequenas corredeiras.

É proveniente do município de Piedade do Rio Grande - MG e foi coletada em dois pequenos riachos, numa extensão de aproximadamente 100 metros, os quais confluem mais abaixo formando um único curso d'água, pertencente à bacia do rio



A - Vista Lateral Direita



B - Vista Dorsal

FIGURA 01 - *Trichomycterus* sp.
Material Utilizado no Trabalho

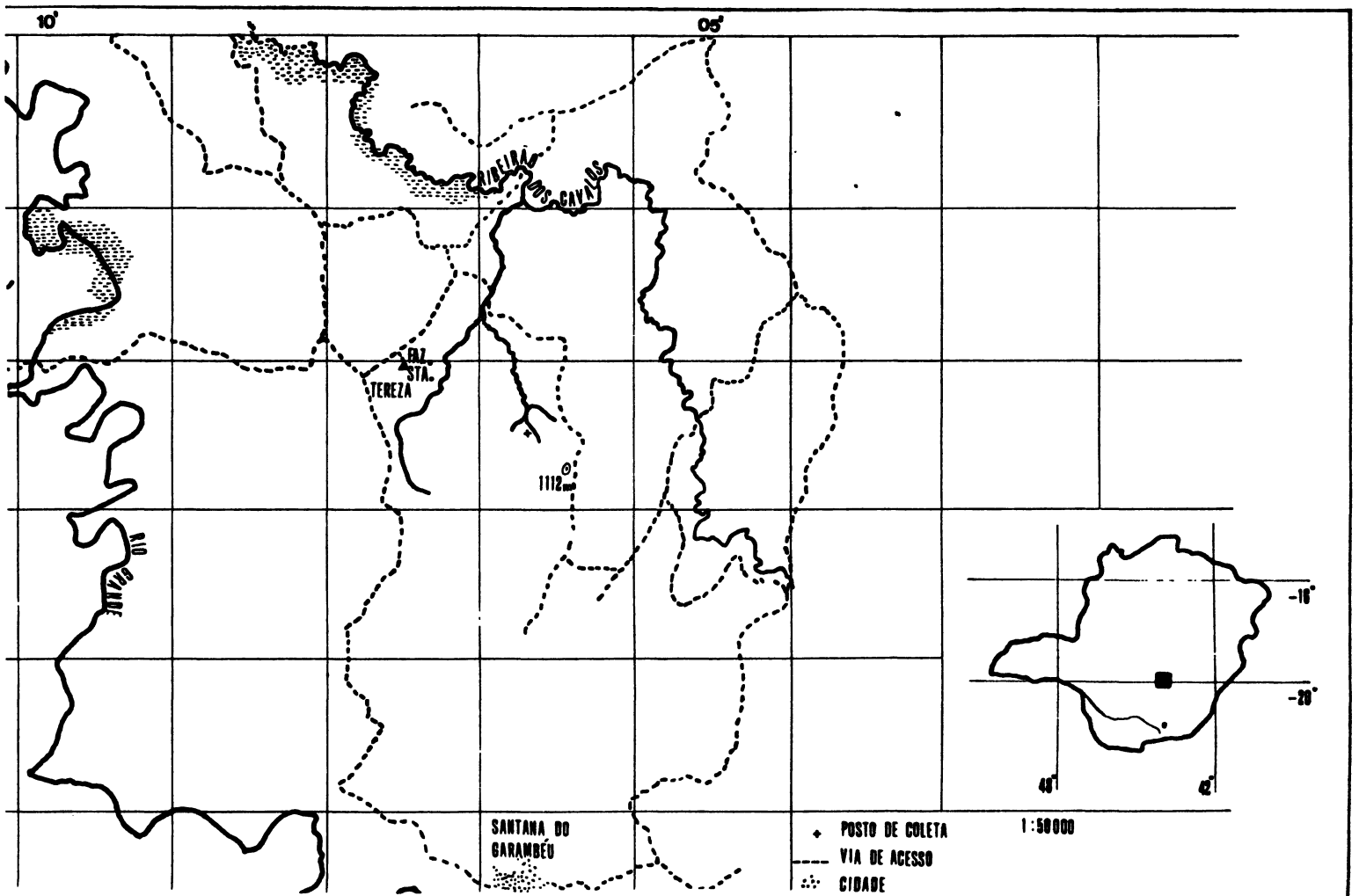


FIGURA 02 - Localização geográfica do local de coleta de *Trichomyscterus* sp.. Piedade do Rio Grande - MG

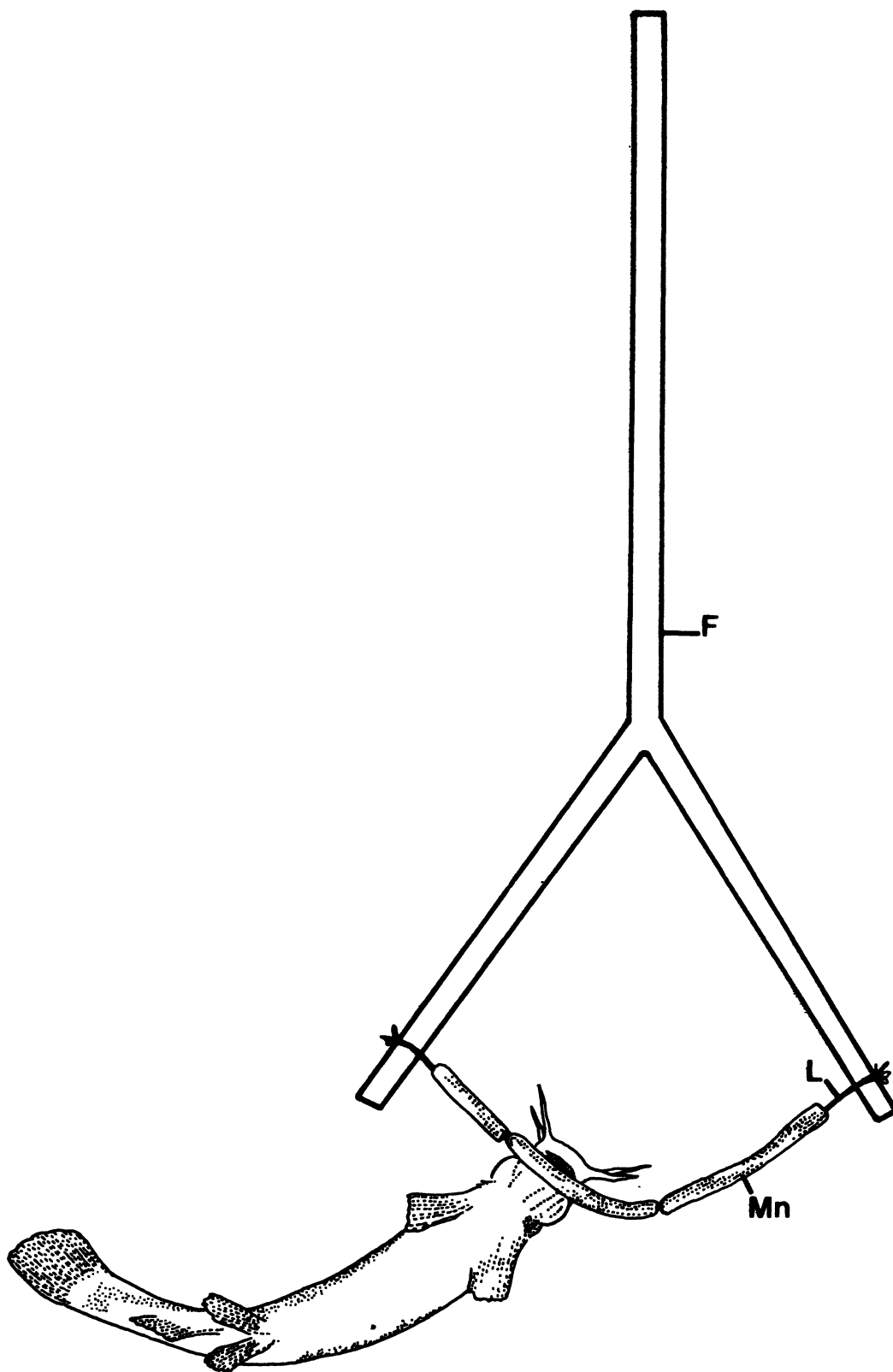


FIGURA 03 - "Parão" : Equipamento Utilizado nas Coletas de *Trichomycterus* sp.
(F) Forquilha de madeira; (L) linha de nylon; (Mn) fragmentos de isca

Grande. (FIGURA 02)

Ambos os locais de coleta, encontram-se próximos às nascentes, a uma altitude de 1.112 metros, com uma temperatura variando entre uma máxima de 28 e uma mínima de 13 graus Celsius (dados fornecidos pelo IBDF).

A formação rochosa no leito dos riachos, possibilita o aparecimento de pequenas quedas e correntezas, o que favorece o desenvolvimento da espécie (IHERING, 1968).

Os exemplares são apanhados nos locais de maior movimento de água, entre pedras e raízes, onde são encontrados com maior facilidade. Um equipamento simples, de uso regional, denominado "Parão", possibilitou coletar os exemplares ilesos e em curto espaço de tempo (FIGURA 03). É constituído de uma forquilha de aproximadamente 30 a 40 cm de comprimento, com um fio contendo isca de natureza animal, preso em suas extremidades distais. A isca então, é introduzida entre as pedras e raízes. Devido à voracidade da espécie, esta é imediatamente capturada pelos peixes, o que permite coleta-los dispensando o uso de anzol ou rede.

As coletas foram realizadas em diferentes épocas do ano, sem contudo obedecer a nenhum calendário pré-estabelecido. Na primeira coleta, o material foi fixado no local e nas coletas subsequentes, os peixes foram transportados vivos até o Laboratório de Impacto Ambiental. Este localiza-se no Departamento de Biologia Celular da Universidade Federal do Paraná em Curitiba - PR, onde foram mantidos em aquários até serem sacrificados e processados.

Uma vez estabelecidos os objetivos, referentes aos estudos a serem realizados na espécie *Trichomycterus* sp, foram então investigados: a histologia dos órgãos que compõem o trato digestivo, histoquímica das células secretoras de muco encontradas nestes órgãos e a ultraestrutura da superfície epitelial de revestimento do trato digestivo da espécie em questão. Estabeleceu-se ainda que o estudo das glândulas anexas como fígado e pâncreas, ficariam restritos à histologia destes órgãos, sem qualquer investigação histoquímica ou ultraestrutural, exceto pela identificação de glicogênio no fígado.

Com o objetivo de localizar melhor as estruturas que compõem o trato digestivo de *Trichomycterus* sp, este foi dividido segundo BÉRTIN (1958) em :

a) Intestino Cefálico, que compreende a cavidade bucofaringeana.

(FIGURA 04)

b) Intestino Anterior, que compreende o esôfago e o estômago.

(FIGURA 05 e 06)

c) Intestino Médio, que compreende o intestino propriamente dito, aqui considerado a alça I e alça II. A alça I inicia-se na valva pilórica e a alça II termina na valva íleo-retal. (FIGURA 05)

d) Intestino Posterior (Reto), que compreende o seguimento final do trato digestivo, desembocando no ânus (FIGURA 05 e 06).

Para os estudos histológicos e histoquímicos do intestino cefálico, foi considerado além da cavidade bucofaringeana, também o aparelho bucal. Este compreende o par de barbilhões nasais, os

pares maxilares superior e inferior e os lábios superior e inferior. Na cavidade bucofaringeana foram descritas porções do teto, assoalho e áreas dentígeras orais e faringeanas (FIGURA 03, 05 e 06)

O estudo com microscopia eletrônica de varredura, foi utilizado para o reconhecimento da superfície epitelial externa do aparelho bucal e da cavidade bucofaringeana, bem como, analisar a distribuição dos botões gustativos nas suas diferentes regiões.

Os estudos histológico, histoquímico e ultraestrutural dos intestinos anterior, médio e posterior, foram realizados em diferentes órgãos e porções do trato digestivo de *Trichomycterus* sp.

No intestino anterior foram considerados o esôfago e o estômago, este subdividido em porções cárdica, cecal e pilórica. A porção cárdica foi dividida para estudos em:

- a) Anterior: primeira porção do estômago, localizada logo após o esôfago.
- b) Média : porção mais dilatada e delgada do estômago, compreendida entre a sua extremidade oral e aboral.
- c) Posterior: que corresponde à extremidade final dilatada do estômago.

A porção pilórica é representada por um estreito tubo localizado logo após a cárdia posterior, terminando com a valva pilórica.

O intestino médio, que inicia-se após a valva pilórica, compreende as alças I e II, onde a II termina com a valva íleo-

retal.

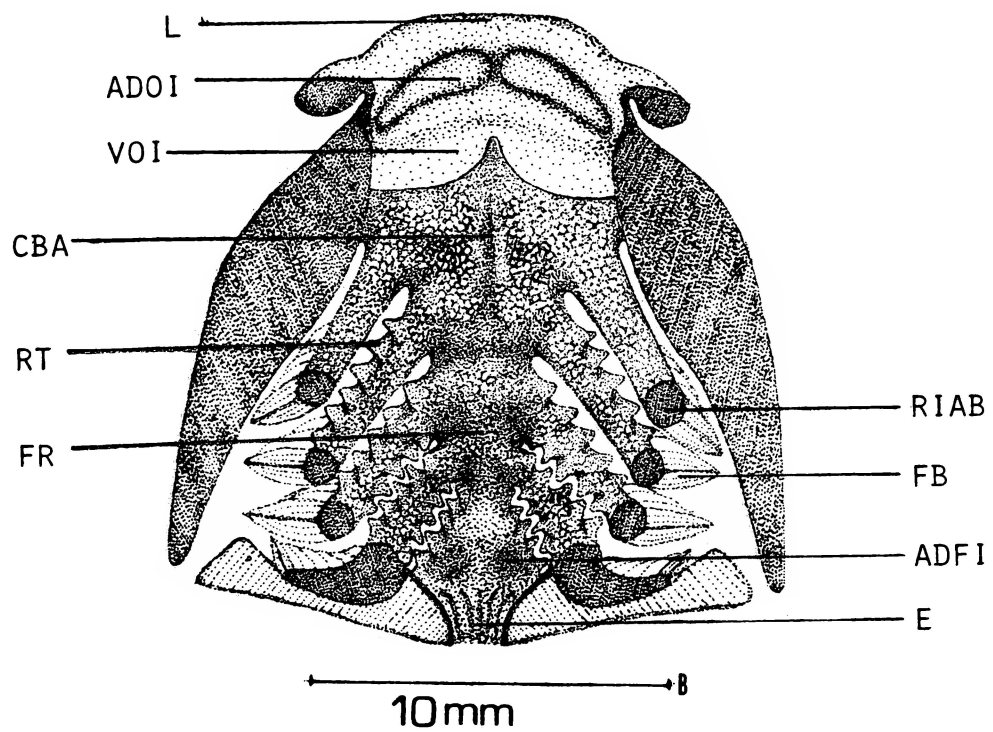
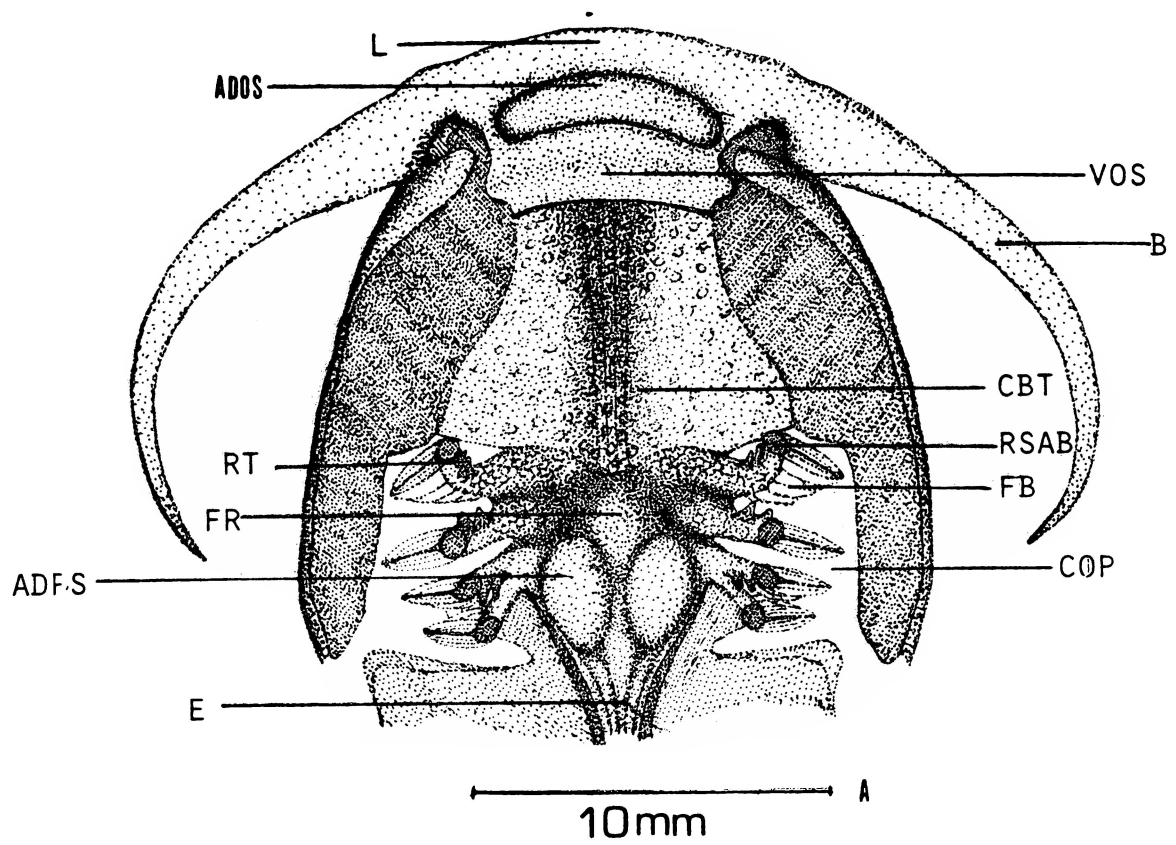
O intestino posterior foi considerado então, como sendo a última porção do tubo digestivo, iniciando-se logo após a valva íleo-retal e terminando com o esfíncter anal.

Com o objetivo de obter mais informações a respeito da superfície epitelial externa da mucosa esofágica, gástrica, pilórica e intestinal, foi utilizada a microscopia eletrônica de varredura.

Assim sendo, foram utilizados um total de 32 exemplares da espécie *Trichomycterus* sp, entre jovens e adultos, com o tamanho variando de 4,0 a 12,5 centímetros de comprimento padrão (TABELA 01).

FIGURA 04 - Intestino Cefálico

(ADOS) Área dentígera oral superior, (DCI) área dentígera oral inferior, (ADFS) área dentígera faringeana superior, (ADFI) área dentígera faringeana inferior, (CBA) assoalho da cavidade bucal, (CBT) teto da cavidade bucal, (COP) cavidade opercular, (E) esôfago, (FB) filamentos branquiais, (FR) faringe, (L) labio, (RIAB) ramo inferior do arco branquial, (RSAB) ramo superior do arco branquial, (VOI) valva oral inferior, (VOS) valva oral superior.



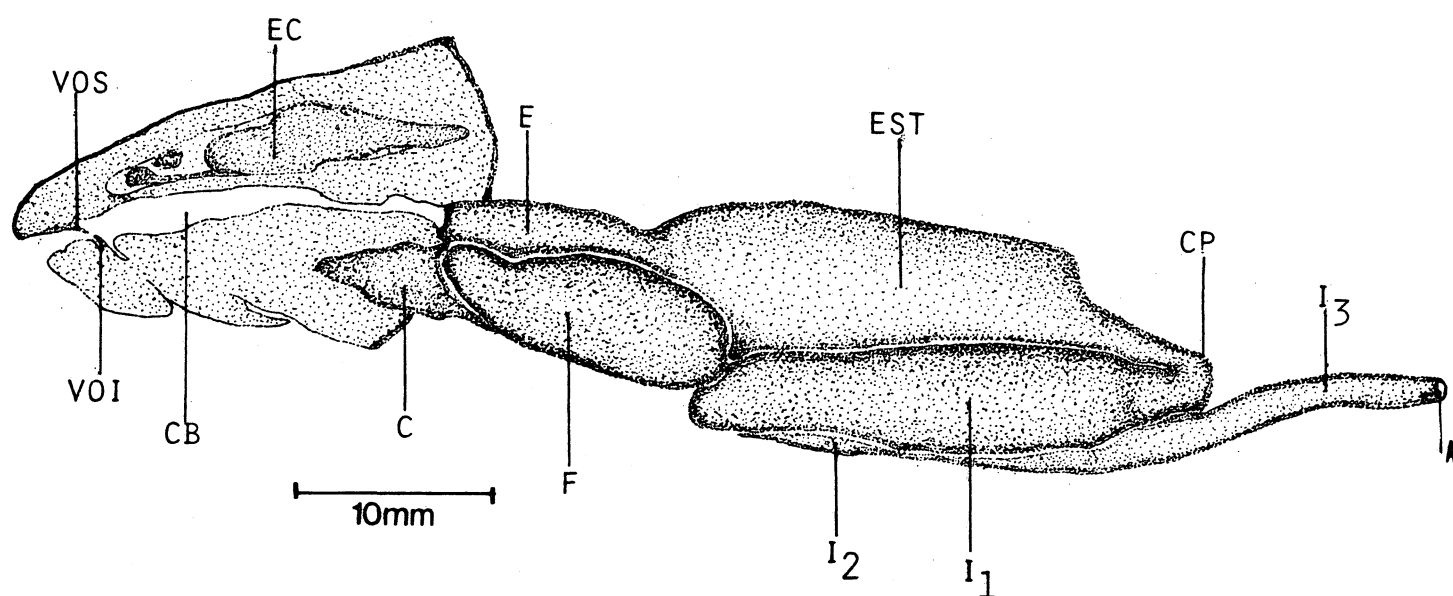


FIGURA 05 - Secção Sagital Mediana da Região Cefálica e Vista Lateral Esquerda do Tubo Digestivo
 (A) Ânus, (C) coração, (CB) cavidade bucal, (CP) pilórica, (E) esôfago, (EC) encéfalo, (F) fígado, (I1) alça I do intestino médio, (I2) alça II do intestino médio, (I3) reto, (VOI) valva oral inferior, (VOS) valva oral superior

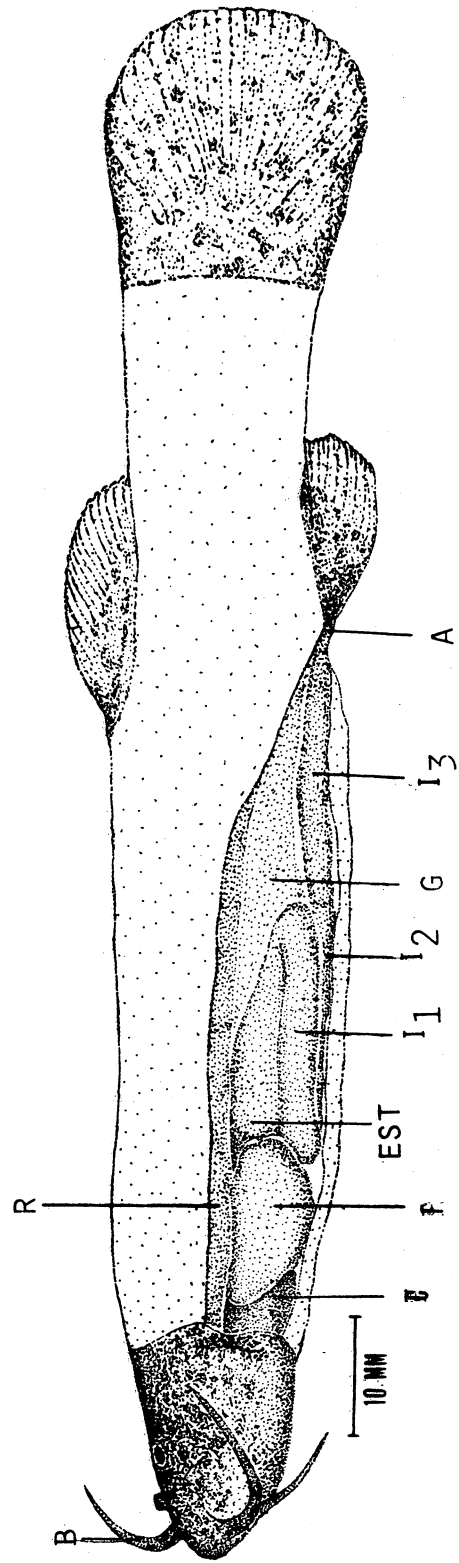


FIGURA 06 - Vista Lateral Esquerda da Cavidade Abdominal de **Trichomycterus sp**
(A) Ânus, (B) barbilhão, (EST) estômago, (F) fígado, (G) gônadas, (I1) alça I do intestino médio, (I2) alça II do intestino médio, (I3) reto, (R) rim

TABELA 01 - Distribuição do tamanho e sexo dos exemplares de *Trichomycterus* sp. estudados.

Número Exemplar	I I	Sexo	I I	Comprimento Zoológico (cm)	I I	Comprimento Padrão (cm)
01	I	Macho	I	9,5	I	8,4
02	I	Fêmea	I	5,0	I	4,0
03	I	Macho	I	6,5	I	5,6
07	I	Macho	I	8,5	I	7,5
09	I	Macho	I	9,3	I	8,0
10	I	Macho	I	8,9	I	7,6
14	I	Fêmea	I	11,2	I	10,0
17	I	Fêmea	I	9,2	I	8,0
18	I	Macho	I	8,6	I	7,8
19	I	Fêmea	I	9,0	I	7,4
20	I	Fêmea	I	7,3	I	6,3
21	I	Fêmea	I	14,5	I	12,5
22	I	Macho	I	12,4	I	10,5
23	I	Fêmea	I	10,7	I	9,4
25	I	Fêmea	I	10,8	I	9,4
26	I	Macho	I	10,9	I	9,2
29	I	Fêmea	I	9,3	I	8,0
30	I	Macho	I	8,8	I	7,6
31	I	Fêmea	I	10,0	I	8,8
32	I	Fêmea	I	10,0	I	9,0
33	I	Fêmea	I	9,5	I	8,3
34	I	Fêmea	I	9,5	I	8,4
35	I	Macho	I	9,0	I	8,3
36	I	Fêmea	I	11,5	I	10,5
37	I	Macho	I	10,5	I	9,5
38	I	-----	I	9,5	I	8,5
39	I	-----	I	11,0	I	10,0
40	I	-----	I	10,0	I	9,0
41	I	Fêmea	I	13,0	I	12,0
42	I	Fêmea	I	15,0	I	13,0
43	I	Macho	I	12,5	I	11,0
44	I	Fêmea	I	14,0	I	12,0

2.2 - Histologia

2.2.1 - Fixação e Inclusão

Para a extração dos órgãos a serem estudados, os animais foram sacrificados por comoção cerebral, e os órgãos abdominais foram obtidos segundo AMLACHER (1964).

Nos estudos histológicos e histoquímicos do trato digestivo de *Trichomycterus* sp, foram utilizados um total de 26 exemplares. Todas as peças, com exceção do: teto e assoalho da cavidade bucal, fígado e pâncreas, foram emblocados de maneira que se pudesse obter cortes longitudinais e transversais, totalizando 560 lâminas.

O material foi fixado em solução aquosa de Bouin segundo LILIE (1954) e CULLING (1985) (APÊNDICE 01) e Helly segundo CULLING (1985) (APÊNDICE 02), para inclusão das peças em parafina e paraplast plus. Em seguida foram processadas conforme procedimento de rotina (APÊNDICE 03).

Para inclusão em resina plástica, o fixador utilizado foi o Karnowski modificado (APÊNDICE 04), e da mesma forma segue-se o procedimento de rotina para esta técnica (APÊNDICE 05).

Os cortes foram obtidos em 3, 5 e 7 micrômetros de espessura, com auxílio do micrótomo Weitz, utilizando-se para tal a navalha de aço.

2.2.2 - Coloração

Para estudar a composição dos diferentes tipos de tecidos,

sua localização, bem como a disposição e morfologia das células que os compõem, foram utilizadas as seguintes técnicas:

- Hematoxilina de Harris (CLARK, 1981) e Eosina Floxina (APÊNDICE 06).

- Tricrômico de Masson segundo CULLING (1985) (APÊNDICE 07).

- Tricrômico de Mallory segundo CULLING (1985) (APÊNDICE 08).

- Tricrômico de Alcian Blue para osso e dente (APÊNDICE 09).

2.3 - Histoquímica de Mucopolissacarídeos

Nesta fase, o trabalho tem o objetivo de identificar a natureza química dos compostos mucopolissacarídeos secretados pelas células mucosas do aparelho bucal, cavidade bucal e intestino anterior, bem como as células caliciformes dos intestinos médio e posterior (reto).

A fixação e inclusão foram as mesmas descritas anteriormente, e para a obtenção dos resultados foram utilizadas as seguintes técnicas de coloração.

- Ácido Periódico - Schiff (PAS) segundo LISON (1960) e CULLING (1985) na identificação de mucopolissacarídeos, glicoproteínas neutras (ligação 1-2 glicol e afins). (APÊNDICE 10)

- Alcian Blue pH 2,5 segundo PEARSE (1968) e CULLING (1985), na identificação de mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas com grupos ácidos (-COOH e -OSO₃H). (APÊNDICE 11)

- Alcian Blue pH 1,0 segundo CULLING (1985), na identificação de

mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas com grupos sulfatados (Éster sulfúrico -OSO H) (APÊNDICE 12).

- Alcian Blue pH 2,5 + Ácido Periódico - Schiff (PAS), segundo CULLING (1985), na diferenciação de mucopolissacarídeos com grupos ácidos e neutros, bem como moléculas contendo os dois grupos (APÊNDICE 13).

- Alcian Blue pH 1,0 + Alcian Yellow pH 2,5 segundo CULLING (1985), na identificação de mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas ácidas, diferenciando os grupos sulfatados e carboxilados (APÊNDICE 14).

2.4 - Microscopia Eletrônica

Nas investigações morfológicas ultraestruturais, foram utilizadas um total de 6 exemplares de diferentes tamanhos e sexo. O sacrifício dos animais e a aquisição das estruturas a serem investigadas, deu-se conforme descrito anteriormente.

Empregou-se a microscopia eletrônica de varredura e o aparelho utilizado foi o SEM Philipps 505, do Centro de Microscopia Eletrônica da Universidade Federal do Paraná - Curitiba PR.

O microscópio eletrônico de varredura foi utilizado para investigar a superfície externa dos botões gustativos, sua distribuição nas diferentes estruturas do aparelho bucal e regiões da cavidade bucal. Teve também como objetivo, estudar a superfície epitelial de revestimento respectivamente da pele e

mucosa bucal. Foram ainda investigados a superfície da mucosa dos intestinos anterior, médio e posterior. Assim sendo, foi utilizada a seguinte metodologia:

- A fixação das estruturas investigadas do trato digestivo de *Trichomycterus* sp, foi em Karnowski a 0,2M e pH 7,2 (APÊNDICE 15). A pós-fixação foi em tetróxido de ósmio 1% em cacodilato 0,2M (APÊNDICE 16). O processamento do material a ser analisado no microscópio eletrônico de varredura, seguiu o protocolo de rotina (APÊNDICE 17). O ponto crítico foi com CO₂ líquido, e a metalização foi feita com ouro, respectivamente nos aparelhos Balzers CPD 010 e Balzers SCD 030.

2.5 - Fotomicrografia e Eletromicrografia

O material de histologia e histoquímica de mucopolissacarídeos, foi registrado com auxílio do Microscópio de Luz Zeiss Modelo 9901, no Laboratório de Citogenética Animal do Departamento de Genética da UFPR. As revelações e ampliações foram feitas em Laboratório particular.

As eletromicrografias realizadas neste trabalho, contaram com auxílio de uma câmara fotográfica acoplada ao Ecran do SEM Philipp 505. As revelações e ampliações, foram processadas no Laboratório de Microscopia Eletrônica da Universidade Federal do Paraná.

3 - RESULTADOS

3.1 - HISTOLOGIA E HISTOQUÍMICA

3.1.1 - Aparelho Bucal

- Barbilhão Nasal

O par de barbilhões nasais, localiza-se próximo à narina anterior e apresenta a extremidade distal afilada encontrando-se coberto por manchas escuras, características para esta espécie (FIGURA 01).

A epiderme estratificada é espessa e formada de aproximadamente 12 camadas de células, constituindo um tecido do tipo epitelial de revestimento estratificado cúbico, com borda estriada e células mucosas. As que formam a camada basal possuem o núcleo bastante denso, alongado ou arredondado. O restante das células que compõem as outras camadas, variam na sua forma, sem obedecer a um padrão definido. Em determinados pontos do epitélio, os núcleos das células são arredondados ou alongados, pouco densos e o nucléolo é visível. (FIGURA 07, 08).

Além das células descritas, são observadas na epiderme do barbilhão nasal de *Trichomycterus* sp., basicamente 5 tipos celulares: células alongadas e estreitas que formam os botões gustativos; células mucosas globosas; mucosas alongadas; células gigantes de citoplasma eosinófilo (células claviformes);

e células de citoplasma claro, núcleo grande e denso. (FIGURAS 07, 08, 09, 10).

a) **Botões gustativos:** Os botões gustativos encontrados nos barbilhões nasais de *Trichomycterus* sp., estão distribuídos por toda a epiderme. No entanto, a maior concentração ocorre na região proximal, onde se agrupam chegando a formar quase uma fileira contínua (FIGURA 09 e 89). São alongados na sua forma, constituindo sua porção basal a parte mais dilatada. A extremidade distal estreita-se, reunindo nesta região as projeções citoplasmáticas das suas células receptoras internas (FIGURA 13). Ocupam toda a espessura da epiderme, e na maioria das vezes encontram-se apoiados sobre uma projeção de tecido conjuntivo denso, proveniente da derme. Esta projeção é mais ou menos acentuada, dependendo da sua localização no barbilhão. Os botões gustativos diminuem de tamanho nas regiões em que a camada de células da epiderme torna-se mais estreita. (FIGURA 09, 12, 13 e 15).

As células que formam os botões gustativos, são bastante alongadas e estreitas, encontrando-se por toda extensão da estrutura. O núcleo é basal, alongado, e o citoplasma claro estende-se em direção à porção apical do botão gustativo. (FIGURA 09, 12, 13 e 15).

Na base do botão gustativo são encontradas conexões entre suas células constituintes e terminações nervosas. (FIGURA 13 e 14)

b) **Células Mucosas Globosas:** São células pequenas com aspecto arredondado, sendo encontradas em maior número na porção distal

do barbilhão. O núcleo é basal, e a porção citoplasmática supranuclear contém substância de secreção (FIGURA 07). Estão imersas entre as células da epiderme, localizando-se na região intermediária entre a superfície e a camada de células basais. (FIGURA 15)

Histoquimicamente, estas células apresentam reação positiva para o reativo de Schiff, (FIGURA 15) negativa para Alcian Blue pH 2,5 e leve reação positiva para o Alcian Blue pH 1,0.

c) **Células Mucosas Alongadas:** Estas células ocupam praticamente até a metade da espessura da epiderme, embora possam ser encontradas também em menor tamanho, mas diferentes das descritas anteriormente. São mais frequentes na porção proximal do barbilhão, o núcleo é basal e a porção apical abre-se em forma de um poro na superfície da epiderme (FIGURA 08). O citoplasma é levemente corado pela eosina e nas reações histoquímicas a região supranuclear do citoplasma tem reação positiva pelo reativo de Schiff (FIGURA 16). Frente ao Alcian Blue pH 1,0, algumas das células mucosas alongadas são levemente positivas. No entanto todas são negativas para Alcian Blue pH 2,5.

d) **Células Claviformes:** Também conhecidas como células gigantes, são encontradas imersas na epiderme, ocupando a porção média da camada. Apresentam núcleo grande, claro, e com o nucléolo evidente. O citoplasma é grande, eosinófilo (FIGURA 09 E 17), reação positiva pelo Alcian Blue pH 2,5.

O tamanho da célula é característico, chegando a ocupar 1/3 da camada de células que compõem a epiderme. A presença de um halo branco em torno do núcleo é outra característica que

auxilia na identificação da célula. (FIGURA 18)

e) **Células de Citoplasma Claro, Núcleo Grande e Denso:** Entre a superfície da epiderme e a camada basal, são encontradas células grandes, que apresentam núcleo ocupando quase todo o espaço intracelular. O núcleo é denso, apresentando uma forte afinidade pelo Orange-G e pela Fucsina básica. O citoplasma nestas células, apresentam-se reduzido, claro e com pouca afinidade pela eosina. Com relação a sua distribuição, podemos dizer que estas células praticamente encontram-se restritas à região proximal da base dos barbilhões (FIGURA 12,19, 20). Em alguns locais, pode-se perceber projeções da sua porção apical, em direção a superfície, do epitélio

A epiderme em determinadas regiões, apresenta-se mais estreita em uma das faces do barbilhão, se comparada com a outra face onde é mais espessa (FIGURA 10 e 17). Em algumas regiões, na camada basal e às vezes imerso na própria epiderme, é encontrado um grande número de linfócitos, agrupados ou espalhados no tecido. (FIGURA 07 e 08)

Derme

A derme é facilmente visualizada logo abaixo da epiderme, formando uma larga faixa de conjuntivo. Na região central encontra-se o tecido cartilaginoso de sustentação, formando uma estrutura cilíndrica, que acompanha todo o comprimento do barbilhão internamente (FIGURA 10, 11 e 21). Esta tem grande afinidade pelo reativo de Schiff e cora-se levemente pelo AB pH 1,0 e pH 2,5. Em corte transversal, verifica-se que o barbilhão tem forma achatada evidenciando suas duas faces. Pode-se observar

ainda que lateralmente dispõe - se grandes feixes de tecido nervoso, os quais estão mais concentrados em um dos lados do barbilhão. (FIGURA 21, 22, 23)

Logo abaixo da epiderme são observadas células pigmentares, seguidas de uma camada de conjuntivo frouxo, que envolve os vasos e os feixes de tecido nervoso (FIGURA 07, 14, 22 e 23). Em torno da cartilagem existe uma estreita camada de tecido conjuntivo denso que apresenta maior afinidade pela Eosina, pelo Azul de Anilina e Azul de Metileno, utilizado nos Tricrômicos de Masson e Mallory (FIGURA 22 e 23).

- Barbilhão Maxilar Superior

A descrição geral da estrutura do barbilhão maxilar superior, é muito semelhante àquela descrita anteriormente para o barbilhão nasal.

Assim, a estratificação descrita no corte transversal, bem como as estruturas encontradas no barbilhão nasal, são as mesmas observadas no barbilhão maxilar superior.

No entanto algumas alterações referentes aos elementos celulares e estruturas da epiderme são encontradas. A epiderme, em determinados pontos do barbilhão, é mais estreita, com papilas gustativas curtas e ausência das células mucosas (FIGURA 24). Aparentemente, embora não de forma muito uniforme, parece ocorrer a formação de uma camada de células na superfície epitelial. Estas apresentam afinidade pelo reagente de Schiff e são diferenciadas das células restantes da epiderme. (FIGURA 16)

a) **Botões Gustativos:** Embora bastante similares aos encontrados no barbilhão nasal, são mais numerosos, variando apenas seu tamanho ou forma em virtude da espessura da camada da epiderme.

b) **Células Mucosas:** Como descrito anteriormente, são globosas e parecem estar presentes em menor número do que no barbilhão nasal. São observadas as células mucosas alongadas descritas nos barbilhões nasais, mas não ocupam toda a espessura do epitélio.

Em determinados pontos, as células mucosas alongadas encontram-se próximas à superfície da epiderme. No entanto, em outros pontos, são menores e localizam-se em regiões mais profundas da camada.

Verificou-se também que em certas regiões do barbilhão, estas células apresentam-se em grande quantidade, ocupando perifericamente a camada de células da epiderme.

Todas as células mucosas encontradas no barbilhão maxilar superior tem reação positiva pelo reagente de Schiff, e são levemente coradas pelo AB pH 2,5 e pelo AB pH 1,0.

c) **Células Claviformes:** São maiores se comparadas com as encontradas no barbilhão nasal e mais numerosas principalmente na região proximal e medial do barbilhão. Apresentam, no entanto, as mesmas características morfológicas descritas anteriormente.

d) **Células de Citoplasma Claro e Núcleo Grande e Denso:** Estas encontram-se praticamente ausentes na epiderme do barbilhão maxilar superior.

Na região basal da epiderme é encontrado um grande número

de células do tipo linfócitos, bem como células pigmentares na derme ((FIGURA 16 e 25).

- Barbilhão Maxilar Inferior

Da mesma forma, todas as estruturas encontradas e descritas para os barbilhões nasal e maxilar superior, estão presentes no barbilhão maxilar inferior (FIGURA 27). As células internas na camada do epitélio apresentam afinidade pelo Orange-G. (FIGURA 26).

a) **Botões Gustativos:** São mais abundantes na região distal com as mesmas características microanatômicas já descritas.

b) **Células Mucosas:** Encontam-se em maior número na região proximal do barbilhão. São alongadas, estreitas, com núcleo basal e reagem positivamente ao reagente de Schiff. Na porção proximal do barbilhão, as células que última camada da epiderme apresentam, da mesma forma, o ápice de seu citoplasma reagindo positivamente pelo reagente de Schiff. Esta reação, no entanto, diminui de intensidade à medida que se aproxima da extremidade distal do barbilhão. As células se apresentam 2 situações: repletas de substância secretora ou vazias. Quando testadas com ao AB pH 2,5 e AB pH 1,0, apresentaram reações negativas.

c) **Células Claviformes:** Encontram-se distribuídas na região proximal do barbilhão, e apresentam as mesmas características descritas anteriormente. No entanto, as células de citoplasma claro e núcleo grande e denso não são identificadas no barbilhão

maxilar inferior. Os núcleos das células basais alongadas, tem uma ligeira afinidade pelo Orange-G, fato observado para algumas das outras células da epiderme. Junto as células basais podem ser encontradas as do tipo linfócito, em número bastante variável.

A camada mais estreita localizada logo abaixo da camada epitelial, é constituída por fibras de tecido conjuntivo mais organizadas que tem maior afinidade pelo Azul de Metileno e Azul de Anilina, do que a camada espessa mais interna. A Fucsina Básica do Mallory cora muito pouco a camada estreita, apresentando mais afinidade pela camada de tecido conjuntivo mais espessa, onde estão os vasos e outros constituintes do conjuntivo.

- Lábio Superior

A epiderme que reveste o lábio superior é formada por uma espessa camada de células de formato irregular (FIGURA 28). As células basais da epiderme do lábio superior, apresentam-se de duas formas: na face externa do lábio são alongadas e tornam-se arredondadas à medida que vão se aproximando da superfície do epitélio. Na face interna do lábio, as células basais são arredondadas e não ocorrem modificações significativas ao longo das camadas (FIGURA 28 e 29), o que é observado também no lábio inferior (FIGURA 37).

Uma fileira de células cúbicas parece revestir toda a mucosa, diferenciando-se das demais. O tecido portanto, é do tipo epitelial de revestimento estratificado cúbico, com células

mucosas. Dentre as células que constituem a epiderme na face externa e a mucosa na face interna, encontramos os botões gustativos, células mucosas e células claviformes. (FIGURA 28 e 29).

a) **Botões Gustativos:** Encontram-se presentes em toda extensão do lábio, tanto na face interna como externa, embora em maior número na face interna (FIGURA 29). As células que os constituem, bem como sua estrutura geral assemelha-se muito àqueles encontrados nos barbilhões. No entanto, são mais alongados e estreitos, apresentando um espaço maior entre a base e a sua extremidade apical (FIGURA 30). Na face externa do lábio são mais espessos, e na face interna, ocorre a formação de fendas no epitélio, que podem localizar-se entre dois grupos de botões gustativos. (FIGURA 29). Corados pelo Mallory, os núcleos das células dos botões gustativos tem leve afinidade pelo Orange-G. (FIGURA 31).

Os botões gustativos encontram-se apoiados sobre uma projeção da derme. Desta participam uma estreita faixa de tecido conjuntivo denso, com aproximadamente 1/5 da espessura da epiderme ou mucosa, se encontrada na face interna do lábio. (FIGURA 29 e 30).

Nas regiões de comissuras, as projeções da derme para formar o suporte dos botões gustativos são irregulares e o tecido conjuntivo frouxo, logo abaixo da camada mais densa, reage levemente pelo AB pH 2,5.

b) **Células Mucosas:** Estão presentes em toda a epiderme do lábio superior, tanto na face interna como na externa. Tem forma

alongada, núcleo grande e basal, localizando-se perifericamente na epiderme. Em determinados pontos, podem formar pequenos grupos ou mesmo fileiras contínuas de células. (FIGURA 29 e 32).

Na face interna, o número de células mucosas é maior, formando grandes grupos com mais de uma camada, localizadas no fundo das fendas, ou formando extensas fileiras com duplas camadas contínuas. Na região interna do lábio, próximo a área dentígera oral superior, ocorre a formação de profundas fendas, as quais são revestidas internamente por uma camada contínua de células mucosas. (FIGURA 29 e 32).

Quando analisadas histoquimicamente, observou-se que todas as células mucosas, desde as localizadas mais profundamente na epiderme como as superficiais que abrem na superfície através de uma abertura, reagem positivamente ao reativo de Schiff (FIGURA 33). Frente ao AB pH 2,5 e AB pH 1,0, o citoplasma das demais mucosas apresenta reação negativa. No entanto, o citoplasma de algumas células mucosas possui uma leve afinidade pela Fucsina Básica e pelo Azul de Metileno. (FIGURA 31).

Quanto à presença de células mucosas e botões gustativos, observou-se que na face externa, existe uma epiderme rica em células mucosas PAS positivas, e poucos botões gustativos. Na face interna aumenta o número de botões gustativos e de células mucosas PAS positivas (FIGURA 33).

c) Células Claviformes: Apresentam as mesmas características daquelas encontradas nos barbilhões, sendo entretanto mais evidentes e localizando-se mais internamente na mucosa. São encontradas somente na face interna do lábio superior e mais

abundantes na região das comissuras labiais. (FIGURA 28 e 34). Nas regiões onde são formadas as fendas, próximo às comissuras, as células caliciformes também se encontram em grande quantidade e o seu citoplasma não responde positivamente a nenhum dos testes histoquímico para mucopolissacarídeos a que foram submetidos. (FIGURA 32).

- Lábio Inferior

As características quanto à estratificação e disposição dos tecidos e células, são semelhantes às aquelas descritas para lábio superior. No entanto, ocorre a formação de fendas mais profundas e em maior número, quando comparadas com o lábio superior, principalmente na região convexa intermediária entre a face interna e externa. (FIGURA 35 e 37). Apresenta ainda uma camada basal, organizada e constituída por células alongadas (FIGURA 35 e 36).

a) **Botões Gustativos:** São mais estreitos alongados e encontram-se em maior quantidade na face interna. As características gerais são as mesmas descritas para lábio superior.

b) **Células Mucosas:** Assemelham-se às caliciformes, são alongadas encontram-se em grandes quantidades, formando grupos, camadas e reunindo-se no fundo das fendas (FIGURA 35 e 36). Histoquimicamente, todas reagem positivamente ao reagente de Schiff. Frente ao AB pH 2,5 e AB pH 1,0, apresentam uma leve reação, sendo que um pouco mais reativas para o AB pH 1,0.

c) **Células Claviformes:** Estão presentes em grande quantidade na região intermediária entre as faces interna e externa do lábio

inferior. Seu número aumenta na região mais próxima das comissuras labiais, onde formam grandes grupos. Suas características são as mesmas descritas anteriormente.

3.1.2 - Intestino Cefálico

- Áreas Dentíferas Oraís e Faringeanas

Trichomycterus sp. possui áreas dentíferas orais e faríngeanas (superior e inferior) localizadas na cavidade bucal. Estas diferem no tamanho, as orais encontradas posteriormente aos lábios, são maiores quando comparadas com a área ocupada pelos denticulos na região faríngeana. (FIGURA 04)

Os denticulos encontram-se com praticamente 80% de seu comprimento imerso na mucosa. Esta apresenta um tecido epitelial de revestimento estratificado, o qual forma profundas dobras na mucosa. São observados botões gustativos e células mucosas de características semelhantes às descritas para lábio e barbilhões. (FIGURA 38)

Observou-se que existem diferentes fases de desenvolvimento dos denticulos em uma mesma área centígera. Foram então consideradas 6 diferentes fases:

a) **Primeira Fase:** Nesta fase foi observado a formação do germe dentário, constituído por um grupo de células amorfas, de núcleos grandes e densos, responsáveis pela síntese da dentina: são os odontoblastos. Estas células são circundadas apicalmente, por uma camada de células alongadas, de núcleo grande e denso, que são os ameloblastos, responsáveis pela síntese de esmalte.

Nesta fase, a estrutura não encontra-se apoiada sobre o tecido ósseo de sustentação. (FIGURA 39)

b) **Segunda Fase:** Observou-se que nesta fase, os odontoblastos agora em maior número, e constituindo um grupo maior de células, formam uma zona de pré-dentina. Esta contém: fibras, substância fundamental e prolongamentos dos odontoblastos ou fibrilas dentinais. Posteriormente a pré-dentina será calcificada, mas ainda encontra-se envolvida apicalmente pelos ameloblastos. (FIGURA 38).

c) **Terceira Fase:** Na terceira fase, ocorre o alinhamento dos odontoblastos, agora em maior número, formando no centro do denticulo em formação, uma cavidade constituída por tecido conjuntivo, os odontoblastos, vasos sanguíneos e nervos, denominada de polpa dentária. Observa-se ainda, nesta fase, um espaço entre a superfície da dentina e os ameloblastos.

d) **Quarta Fase:** Nesta fase, os denticulos agora mais desenvolvidos, apresentam uma área de dentina mais espessa e observou-se ainda um espaço maior, entre a dentina e o tecido que a circunda. Os ameloblastos se restringem praticamente à região basal da estrutura em formação, embora ainda estejam presentes em maior número na cavidade da polpa.

e) **Quinta Fase:** Os denticulos encontram-se apoiados no tecido ósseo, não há formação de alvéolos. O contato com o osso, é feito através de tecido conjuntivo fibroso. Embora mais desenvolvidos, persiste ainda o espaço entre a dentina e o tecido circundante, bem como a localização dos ameloblastos, que cada vez mais se restringem à porção basal da polpa. Nesta fase, a polpa dentária

comunica-se com o tecido ósseo, através de uma conexão entre a cavidade do dente e o tecido vivo, encontrado no interior da cavidade óssea. (FIGURA 38)

f) **Sexta Fase:** Nesta fase, o denticulo já é considerado formado. Há uma redução no número de odontoblastos, os quais agora estão restritos a apenas uma fileira de células, que revestem internamente a cavidade da polpa (FIGURA 38). Os ameloblastos praticamente desapareceram, e são substituídos por células da epiderme. A quantidade de dentina aumenta, persistindo o espaço entre a sua superfície e as células do tecido adjacente. O ápice do denticulo nesta fase, alcança a superfície da mucosa na área dentígera, e projeta-se da cavidade bucal, podendo ser observado macroscopicamente. A inserção do denticulo no osso, é do tipo sindesmose, ou seja, ligado ao tecido ósseo através de tecido conjuntivo fibroso. (FIGURA 38)

As fibras dentinais, são observadas na dentina como túbulos finos, os quais atravessam a camada. São formados por prolongamentos dos odontoblastos que não se calcificam. Encontra-se bastante evidentes quando corados pelo Tricrômico de Alcian Blue e pelo Tricrômico de Mallory (FIGURA 40 e 41). Uma estreita camada diferenciada pelo Tricrômico de Mallory, é observada sobre a dentina formada e considerada como sendo a camada de esmalte. (FIGURA 41).

Em cortes transversais, observa-se que os denticulos encontrados nas áreas dentígeras orais, apresentam um diâmetro maior, se comparados com das áreas dentígeras faríngeas, devido

à formação de uma camada mais espessa de pré-dentina. Observa-se também que a cavidade da polpa é bastante reduzida. (FIGURA 40 e 42).

- Assoalho da Cavidade Bucal

Na primeira porção da cavidade bucal, posteriormente à valva inferior, é encontrada uma pequena projeção do assoalho, considerada como sendo a língua. Entre o tecido de sustentação da língua, e a superfície epitelial de revestimento da mucosa, existe uma camada de tecido conjuntivo frouxo, seguida de uma estreita faixa de tecido conjuntivo denso. (FIGURA 44 e 46).

O tecido epitelial de revestimento é do tipo estratificado cúbico com células mucosas (FIGURA 44 e 45), variando a espessura da camada e dos tipos celulares constituintes, dependendo da região observada.

Na região da língua, a camada de epitélio é estreita e são observados botões gustativos, células mucosas e um grande número de células claviformes, semelhantes às aquelas descritas anteriormente. (FIGURA 44 e 46).

a) **Botões Gustativos:** Embora as características quanto ao formato e as células que os constituem, sejam semelhantes aos descritos anteriormente, os botões gustativos nesta região são menores, ocupando praticamente toda a espessura do epitélio (FIGURA 44). São mais raros, e podem ser encontrados também nas regiões do assoalho, posteriormente à língua, apoiados pela camada de conjuntivo denso.

Na região mais proeminente da língua, a camada de epitélio

torna-se estreita e os botões gustativos estão ausentes.
(FIGURA 43).

b) Células Mucosas: As células mucosas encontram-se superficialmente na camada epitelial, formando uma fileira quase contínua. São ovaladas e apresentam núcleo basal, tanto na região da língua quanto posterior a ela. (FIGURA 43 e 44).

Nos testes histoquímicos, todas as células mucosas reagem positivamente ao reagente de Schiff (FIGURA 45), algumas mais e outras menos intensamente. Frente ao AB pH 2,5 e 1,0 algumas mostraram-se positivas. No entanto, outras células mucosas e em menor número, reagiram positivamente para AY pH 2,5 e AB pH 1,0 nas regiões laterais da língua.

c) Células Claviformes: As células claviformes encontram-se amplamente distribuídas na camada epitelial do assoalho da cavidade bucal. Estão posicionadas na base do epitélio e chegam a formar em determinadas regiões até 2 ou mais camadas de células. Nas regiões laterais da língua, aumentam consideravelmente de tamanho formando várias camadas, juntamente com um grande número de linfócitos. (FIGURA 46).

Na porção apical da língua, as células claviformes são mais raras, ficando restritas basicamente às regiões laterais (FIGURA 43 e 46), não houve nenhum tipo de reação positiva aos testes histoquímicos para mucopolisacarídeos neste tipo de célula.

- Teto da Cavidade Bucal

A mucosa que reveste o teto da cavidade bucal, assemelha-se à

mucosa que reveste o assoalho propriamente dito (região posterior à língua). Abaixo do epitélio estratificado cúbico e com células mucosas (FIGURA 47 e 49) estende-se uma faixa de tecido conjuntivo denso, com as fibras organizadas, seguida pelo tecido conjuntivo frouxo e os ossos da base do crânio.

O epitélio é formado por várias camadas de células, entre as quais são observados os botões gustativos, células mucosas e células claviiformes (FIGURA 47). A camada basal mistura-se em determinadas regiões com células de núcleos alongados e irregulares, linfócitos e células claviiformes. A mucosa torna-se bastante estreita na porção mediana e em outras regiões do teto e é diferente quanto a espessura do epitélio.

a) **Botões Gustativos:** Os botões gustativos estão presentes no teto da cavidade bucal, embora em menor número e mais dispersos, apresentando as mesmas características já descritas anteriormente. No entanto, devido à espessura da camada de células que formam o epitélio, estes são curtos achatados e mais globosos, situados sobre a projeção do tecido conjuntivo denso subjacente (FIGURA 47, 48 e 49). Nestas regiões ocorre um menor número de células mucosas. Na região mediana são bastante raros, apoiados também sobre o tecido conjuntivo denso. Próximo à porção respiratória da cavidade bucal, o número de botões gustativos aumenta, assim como a espessura da camada. Nesta região ocorre a presença de feixes de musculatura estriada, dispostos longitudinalmente à cavidade bucal. (FIGURA 47 e 49).

b) **Células Mucosas:** As células mucosas presentes no teto da cavidade bucal, são pequenas e tem a forma de pêra, núcleo

basal, abertura apical na forma de poros e não ocupam toda a espessura da mucosa. (FIGURA 49).

Nas regiões onde o epitélio da mucosa estreita-se, as células mucosas diminuem em número, podendo em certos locais desaparecer por completo. Na região mediana do teto da cavidade bucal as células mucosas são poucas, e ocupam praticamente toda a espessura do epitélio. Nas regiões posteriores, próximo à porção respiratória, chegam a formar uma camada por todo o epitélio.

Histoquimicamente, em determinadas regiões do epitélio, várias células são positivas frente ao reagente de Schiff², e outras apresentam reação negativa. Quando submetidas primeiro ao AB pH 2,5 e depois ao PAS, algumas células foram reativas positivas apenas para o reagente de Schiff², outras para AB e PAS ou ainda algumas com reações mais fortes para o AB pH 2,5. Quando testados somente em AB pH 2,5, algumas mostraram-se positivas levemente e negativas. Com o AB pH 1,0, algumas células coram-se intensamente, e outras apresentaram reações menos intensas. Algumas células mucosas do teto quando coradas pelo AY pH 2,5 e AB pH 1,0, mostraram-se positivas para ambos os testes. No entanto houve células que coraram apenas pelo AB pH 1,0.

c) **Células Claviformes:** Este tipo celular, encontrado em todas as estruturas analisadas até então, é observado em todo o epitélio que reveste o teto da cavidade bucal. (FIGURA 47 e 49). Suas características são as mesmas descritas anteriormente, e podem formar até 3 camadas de células em determinados locais. Onde o epitélio apresenta-se mais estreito, as

células claviformes formam apenas uma camada (FIGURA 47). Em certas regiões, onde não são encontradas as células mucosas e os botões gustativos, somente as células claviformes são observadas formando apenas uma camada. No entanto, somente na região mediana do epitélio, é que as células claviformes estão ausentes da camada epitelial do teto da cavidade bucal.

3.1.3 - Intestino Anterior

- Esôfago

O esôfago apresenta-se de forma tubular, ligando a faringe e o estômago. A estratificação dos tecidos em camadas, mostra uma mucosa externa, seguida da submucosa e muscular.

Mucosa

A mucosa do esôfago, na sua porção anterior, é revestida por um tecido epitelial de revestimento estratificado pavimentoso com células mucosas. Este constitui-se de diversas camadas de células e a camada basal é formada por células de núcleo arredondado e denso. No entanto, em determinados pontos, a camada basal aparece de forma mais evidente, e é constituída de células cúbicas com núcleo esférico e denso. Ao longo da camada epitelial, as células se modificam perdendo a forma cúbica, até constituírem as células que revestem a superfície da camada. (FIGURA 50).

Diversos tipos celulares são encontrados na camada de células epiteliais da mucosa do esôfago, são:

a) **Botões Gustativos:** Poucos botões gustativos são observados

e estão restritos à primeira porção do esôfago. São encontrados no ápice das pregas, embora não estejam presentes em todas. Suas características morfológicas são semelhantes às descritas para aqueles encontrados no aparelho bucal e na cavidade bucal. No entanto o número de células receptoras que o compõe é menor, reduzindo também o seu tamanho. (FIGURA 50)

b) **Células Mucosas:** São grandes, arredondadas e apresentam o núcleo basal. Ocupam quase que continuamente a metade superior da camada epitelial (FIGURA 50). Quanto à sua distribuição ocupam principalmente os lados das pregas e o fundo das dobras formadas por estas.

Histoquimicamente, as células mucosas da região anterior do esôfago são PAS positivas (FIGURA 51), formando nesta região um revestimento mucoso sobre o epitélio. Nos testes com AB pH 2,5 as células arredondadas do esôfago anterior são positivas. (FIGURA 52). Quando expostas primeiro ao AB pH 2,5 e depois ao reagente de Schiff, a maioria das células mucosas da região anterior do esôfago cora-se intensamente pelo AB pH 2,5, mas não se cora pelo PAS. No entanto algumas células são levemente coradas pelo PAS e pelo AB pH 2,5, e ainda outras apresentam coloração somente pelo PAS. (FIGURA 53).

Quando coradas pelo AB pH 1,0, somente algumas das células mucosas reagem positivamente. No entanto, quando as células mucosas são submetidas ao AB pH 1,0 e Alcian Yellow pH 2,5 algumas mostram reações positivas para AB pH 1,0 e da mesma forma pelo AY pH 2,5. Algumas células mucosas de forma alongada, são negativas para AY pH 2,5 e outras são positivas somente

para AY pH 2,5. (FIGURA 54).

c) **Células Claviformes:** Na metade basal da camada do epitélio da mucosa, é encontrado um grande número de células claviformes, com as mesmas características daquelas descritas anteriormente para o aparelho bucal e para o intestino cefálico. Estão espalhadas entre as células da camada epitelial e em determinados momentos, chegam a ocupar praticamente todo o espaço inferior da camada interna do epitélio (FIGURA 56). coram apicalmente pelo Azul de Metileno e pelo Verde Luz. (FIGURA 51 e 55).

Em nenhum dos testes realizados histoquímicos para evidenciar carboicratos apresentaram reação positiva. Seu citoplasma é um pouco retraído, característica não observada no aparelho bucal e cavidade bucofaringeana.

Submucosa

Não existe um limite muito nítido entre a mucosa e a submucosa, que foi considerada como sendo a camada encontrada logo abaixo do epitélio, constituída principalmente por fibras do conjuntivo, coradas em azul pelo Tricrômico de Mallory e pelo Tricrômico de Masson (FIGURA 55). Vasos e outros tipos celulares, constituintes do tecido conjuntivo, também são observados nesta região da parede do esôfago.

Nenhum tipo de glândula foi observado na submucosa.

Longitudinalmente, percorrendo o esôfago, são encontrados pregas altas, em número de 12, podendo variar no número ou na forma dependendo de indivíduo para indivíduo. São formadas por

projeções da submucosa, e não foi observada, a formação de pregas secundárias. (FIGURA 56)

Muscular

A muscular encontrada no esôfago, constitui-se de feixes de fibras musculares estriadas. Na primeira porção do esôfago, que representa a região de transição com a faringe, é formada por uma espessa camada circular de vários feixes musculares estriados. Esta camada torna-se mais estreita à medida em que se aproxima da cárdia anterior do estômago. Neste local, torna-se muito fina e os feixes, cada vez mais estreitos, começam a ser substituídos por feixes de musculatura lisa, espessos e circular.

Região de Transição

Duas modificações estruturais na mucosa determinam a região de transição entre o esôfago e o estômago. Uma ocorre quando o epitélio de revestimento estratificado da mucosa do esôfago, muda bruscamente para epitélio de revestimento simples cilíndrico da mucosa da cárdia anterior, sem a presença de células mucosas ou claviformes (FIGURA 53, 55 e 56). Outra característica é surgimento de pequenas projeções secundárias, a partir das pregas primárias, possibilitando a formação das criptas e glândulas, caracterizando assim o epitélio da mucosa do estômago. (FIGURA 56)

As células cilíndricas do epitélio simples na região de transição, considerado antes da formação das criptas, apresenta a porção apical do citoplasma corada fortemente pelo FAS (FIGURA 53), característica que permanece quando participa do

revestimento interno das criptas. No entanto, não apresentam nenhum tipo de reação positiva para os outros testes histoquímicos para mucopolissacarídeos realizados.

- Estômago

a) Cárdia Anterior

A cárdia anterior é formada por 4 camadas: a mucosa, submucosa, muscular e serosa. (FIGURA 57)

Mucosa

Esta é formada por um epitélio de revestimento simples cilíndrico, o qual é constituído por células alongadas, de núcleo basal e nucléolo evidente. Pequenas projeções do cório, revestidas pelo epitélio, formam as criptas. Estas são retas, não muito profundas, e foram consideradas como glandulas tubulares simples, onde algumas células localizadas no fundo destas, mostram-se diferenciadas daquelas encontradas na borda luminal. São cúbicas e apresentam o citoplasma granular e claro, não ocorrendo entretanto diferenciação entre células pépticas e oxínticas. (FIGURA 58 e 59)

Nos testes histoquímicos, somente as células cilíndricas encontradas nas bordas das criptas, apresentam reação positiva ao reagente de Schiff² (FIGURA 59). A reação é limitada apenas à porção apical da célula chegando entretanto, a formar uma camada de muco, positiva pelo PAS, sobre a superfície epitelial da mucosa. Para todos os outros testes histoquímicos,

para mucopolissacarídeos não houve reação positiva.

Abaixo do epitélio de revestimento da mucosa uma fina camada é evidenciada pelo PAS, sugerindo o que poderia ser a região na qual se localiza a membrana basal (FIGURA 59). Abaixo desta, corando pelo Azul de Metileno e um pouco pela Fucsina básica, encontra-se o cório. Este não é delimitado pela muscular da mucosa, que é ausente no estômago de *Trichomycterus* sp. (FIGURA 57 e 58)

Submucosa

A submucosa é diferenciada pelo Tricrômico de Mallory, como sendo a camada subsequente ao cório, corando-se mais fortemente pelo Azul de Metileno que pela Fucsina básica. Compreende portanto toda a camada entre a mucosa e a muscular é bastante vascularizada e desenvolvida. (FIGURA 57)

Muscular

A muscular encontrada na cárdia anterior, é formada por apenas uma camada circular de feixes musculares lisos, e em algumas regiões é descontínua. (FIGURA 57)

Serosa

A serosa em todo o estômago é formada por uma estreita faixa de conjuntivo denso, envolvida por uma única camada de células achatadas. No entanto, em algumas lâminas, ocorre a presença de células cúbicas revestindo a serosa externamente.

b) Cárdia Média

Mucosa

A mucosa encontrada na cárdia média, apresenta as mesmas características descritas para a cárdia anterior.

As glândulas formadas pela projeções do cório são também constituídas pelos dois tipos celulares: as cilíndricas luminares com reação positiva para o reagente de Schiff na sua porção apical, e as células no interior da cripta, apresentando reação negativa ao PAS. A estreita camada de tecido subjacente ao epitélio, também apresenta reação positiva pelo PAS, constituindo provavelmente a membrana basal. Uma camada de muco, mais espessa que a encontrada na cárdia anterior, positiva pelo PAS, cobre toda a superfície luminal do epitélio de revestimento da mucosa. Não houve nenhuma reação positiva para os outros testes histoquímicos para mucopolissacarídeos empregados.

Submucosa

Na cárdia média, a submucosa apresenta-se como uma camada estreita, diferente da observada na cárdia anterior. é bastante vascularizada e suas projeções formam um maior número de pregas (FIGURA 60). As projeções se ramificam e anastomosam entre si; aumentando a superfície de contato da mucosa com a luz do órgão.

Muscular

A muscular continua sendo formada por uma camada de musculatura circular lisa interna. No entanto, em alguns lugares

já começam a aparecer alguns feixes de musculatura lisa longitudinal externa.

A camada muscular interna na cárdia média do estômago, embora inalterada na sua continuidade a espessura, encontra-se mais espessa que a submucosa, se comparada com a cárdia anterior. Com isto, nesta região, há uma redução muito grande na espessura da parede do estômago.

c) Cárdia Posterior

Mucosa

A mucosa encontrada na cárdia posterior é a mesma descrita para as outras regiões do estômago. No entanto na formação das criptas, ocorre um acúmulo maior de células epiteliais cilíndricas de núcleo bastante denso. As células encontradas no fundo das criptas apresentam as mesmas características descritas anteriormente. (FIGURA 61)

Os testes histoquímicos mostram que as células cilíndricas encontradas na borda das criptas na cárdia média e anterior, e que apresentaram reação positiva pelo reativo de Shiff na sua porção apical, agora encontram-se revestindo também o interior da cripta até aproximadamente sua metade. Assim sendo, existe um número muito maior de células PAS positivas, compondo as criptas da cárdia posterior. Da mesma forma, a espessa camada de muco que estende-se por toda a superfície epitelial da mucosa é também PAS positiva. No entanto, em todos os outros testes histoquímicos para mucopolissacarídeos

realizados a reação foi negativa. (FIGURA 62 e 63)

Abaixo do tecido epitelial de revestimento da mucosa pode-se observar uma fina membrana, corada pelo PAS. O cório é formado por uma camada azul mais intensa, diferenciada pelo Tricrômico de Mallory e Masson. A muscular da mucosa não foi observada.

Submucosa

A submucosa é evidenciada pelo HE. Projeções de submucosa vão formar as pregas revestidas pela mucosa. Na submucosa desta região do estômago observa-se também a presença de grandes vasos. (FIGURA 61)

Muscular

A muscular nesta região do estômago, é mais espessa que a submucosa. Observam-se duas camadas distintas, uma longitudinal externa e estreita, e outra circular interna e espessa. (FIGURA 61)

d) Pilórica

Esta região do estômago, distingui-se por apresentar um tuco curto constituindo a porção final do estômago.

Mucosa

Pequenas projeções do cório formam criptas que se assemelham morfológicamente às encontradas na cárdia. O epitélio que reveste a mucosa e as criptas internamente é do tipo de revestimento simples, cilíndrico, e não apresenta diferenciações entre as células encontradas na borda e no fundo das criptas. Portanto o epitélio que reveste as criptas internamente é o mesmo que

está em contato direto com o lúmen do órgão. As células apresentam o núcleo basal e bastante censo. Nos testes histoquímicos para mucopolissacarídeos, foi observado que todas as células do tecido epitelial de revestimento da mucosa que reveste a região cecal e pilórica do estômago, apresenta na porção supranuclear do citoplasma uma forte reação pelo reagente de Schiff (FIGURA 65). É formado então uma espessa camada de muco PAS positivo sobre o epitélio, o qual, em nenhum outro teste histoquímico para mucopolissacarídeos apresentou reação positiva. (FIGURA 65, 66, 67 e 68)

Uma estreita faixa de conjuntivo é destacada abaixo do epitélio, constituindo o cório. Suas projeções formam pregas altas e longitudinais, não sendo formadas pregas secundárias, e a muscular da mucosa não é observada. (FIGURA 64 e 65)

Submucosa

Da mesma forma, é evidenciada por formar uma camada mais larga de tecido conjuntivo, se comparada com a região anterior, onde se encontram vasos e nervos. (FIGURA 64)

Muscular

Nesta região do estômago, a camada muscular circular interna, apresenta-se bastante espessa, se comparada com as outras regiões do estômago. A camada muscular longitudinal no entanto praticamente não se altera, continuando estreita e extensa. (FIGURA 64)

e) Valva Pilórica

A valva pilórica encontrada entre o estômago e o intestino médio de *Trichomycterus* sp., é formada por uma projeção da submucosa, do cório e da muscular circular interna. (FIGURA 66, 67, 68 e 69)

Na região de transição, da porção cecal e pilórica para a alça I do intestino médio, a camada muscular circular interna desorganiza-se, e alguns feixes ainda circulares, dispõem-se em direção à luz do órgão, participando na formação de uma projeção direção à luz do órgão, no sentido aboral. Além dos feixes da muscular interna, também tomam parte na constituição da valva pilórica, o tecido conjuntivo do cório e da submucosa. No entanto a camada muscular longitudinal externa, não participa na formação da valva.

Em seguida, a camada muscular circular interna reorganiza-se, tornando-se mais estreita e passa a fazer parte da parede do intestino. Da mesma forma o conjuntivo, para formar o cório e a submucosa do intestino.

O epitélio de revestimento na região da valva pilórica, sofre uma mudança gradativa, quanto às características dos tipos celulares constituintes. À medida que se aproxima o ápice da valva, as células com as mesmas características daquelas encontradas na região cecal e pilórica, apresentam os núcleos cilíndricos e estreitos. A primeira modificação ocorre quando os núcleos tornam-se esféricos, ficam mais claros, e já é possível observar o nucléolo. As células estreitam-se e ficam mais altas.

Neste momento aparecem as células caliciformes, a borda em escova das células absorptivas pode ser observada e no ápice da valva, o tecido já encontra-se totalmente diferenciado. (FIGURA 70)

Até o momento da transição as células cilíndricas do epitélio de revestimento, ainda reagem positivamente frente ao PAS. No entanto, no momento em que se diferenciam, a reação é negativa, e as únicas que respondem positivamente àquele reagente são as células caliciformes. (FIGURA 66)

3.4 - Intestino Médio

O intestino médio, na alça I e II, apresenta 4 camadas distintas constituindo a parede: mucosa, submucosa, muscular e serosa. (FIGURA 71 e 72)

- Alças I e II

Mucosa

O epitélio que reveste a mucosa do intestino médio de *Trichomycterus* sp., é do tipo epitelial de revestimento simples cilíndrico com células mucosas. Basicamente 4 tipos celulares foram identificados no epitélio: células absorptivas, células caliciformes, células granulares e linfócitos.

a) **Células Absorptivas:** Estas são cilíndricas, estreitas e com borda em escova na superfície apical. O núcleo é basal, alongado e estreito também. Este tipo celular ocupa a maior parte do epitélio, tanto na alça I como na II. Com os testes

histoquímicos realizados, não foi possível distinguir diferentes tipos celulares entre as absorptivas. (FIGURA 72)

b) **Células Caliciformes:** As células caliciformes, encontradas em grande quantidade no intestino médio de *Trichomycterus* sp., assemelham-se muito ao tipo encontrado em mamíferos. Assim sendo, tem a forma de cálice, e acumulam a substância sintetizada em grandes grânulos na região supranuclear, onde são mais cilíacas. O núcleo é basal e a secreção se dá apicalmente através de um poro, formado pela constrição da superfície apical da célula (FIGURA 73). Sua distribuição no epitélio é uniforme, sem muitas variações tanto na alça I como na II. (FIGURA 66, 71 e 72)

Quanto aos testes histoquímicos, pudemos verificar que a grande maioria das células caliciformes reagem positivamente frente ao reagente de Schiff² (FIGURA 73), embora em algumas com menos intensidade. Em outras, a reação é completamente negativa. Se comparadas as duas alças do intestino médio, pode-se dizer que as células caliciformes da alça II, apresentam uma coloração mais intensa frente ao PAS. Quando coradas pelo Alcian Blue pH2,5, observa-se que praticamente todas as células caliciformes reagem positivamente (FIGURA 74). No entanto, na alça I aparecem mais densamente coradas e estão em maior número que na alça II. Com o Alcian Blue pH 1,0, algumas células caliciformes na alça I apresentam-se levemente coradas. (FIGURA 75). Na região da alça II, foram encontradas células caliciformes com coloração mais forte, embora em pequeno número, e outras levemente positivas. A superfície epitelial desta região (alça I) aparece coberta por uma

fina camada de muco, que reage positivamente ao AB pH 1,0.

Com o objetivo de investigar o tipo de secreção em uma mesma célula, o intestino médio foi corado em AB pH 2,5 PAS. Neste caso, observou-se que a maioria das células caliciformes encontradas na alça I são AB pH 2,5 positivas, corando-se intensamente. No entanto, foi observado que algumas células caliciformes apresentam a região do citoplasma corada pelo AB pH 2,5, e a região apical do citoplasma reagindo positivamente pelo PAS. Outras células apresentaram reação positiva somente para o reagente de Schiff, sendo que estas foram encontradas em menor número que as primeiras. Na alça II ocorreram as mesmas características descritas para a alça I frente a esta técnica. Quando coradas primeiro pelo Alcian Blue pH 1,0 e em seguida pelo Alcian Yellow pH 2,5 na alça II, notou-se que todas as células caliciformes coraram-se pelo AY pH 2,5. Algumas reagiram positivamente pelo AY pH 2,5 e também apresentaram leve reação pelo AB pH 1,0. O mesmo teste na alça I, demonstrou que praticamente todas as células caliciformes, além de apresentarem reação positiva pelo AY pH 2,5, também são coradas levemente pelo AB pH 1,0, o qual distribui-se uniformemente no citoplasma da célula.

c) **Células Granulares:** Outro tipo bastante encontrado na região basal do epitélio, são as células granulares. Estas, quando coradas pela Hematoxilina e Eosina, apresentam núcleo pouco denso com nucléolo evidente, e o citoplasma claro. Nele são identificados grânulos grandes, na maioria eosinófilos (FIGURA 76 e 77). Os grânulos tem afinidade pelo Orange-G quando

corados pelo Mallory e pela Fucsina básica quando coradas pelo Tricrômico de Masson. Podem ser encontradas na alça I e II, são grandes e bastante característicos nesta espécie, podendo formar grupos de 3 ou mais células (FIGURA 75). Localizam-se não só na região basal do epitélio podem ser encontradas na região mediana ou ainda em alguns pontos da alça II, bem próximo à luz do órgão, sugerindo uma comunicação com esta. Além disso foram observadas no cório, embora com menor frequência.

Frente aos teste histoquímicos realizados foi observado que seus grânulos coram-se levemente pelo PAS, e reagem negativamente para todos os outros testes realizados.

d) **Linfócitos:** Os linfócitos estão presentes na base do epitélio, próximo à superfície do epitélio, onde são mais raros e no cório onde são mais comumente encontrados. (FIGURA 72, 73, 74 e 75)

Cório

O cório encontra-se logo abaixo do epitélio de revestimento da mucosa e apresenta-se como uma estreita camada de tecido conjuntivo, contendo diversos tipos celulares (FIGURA 72). Quando corado pela Hematoxilina e Eosina, pode-se observar que o cório é mais eosinófilo que a submucosa não sendo encontradas fibras musculares que evidenciassem a presença da muscular da mucosa (FIGURA 72), o que foi confirmando pelo Tricrômico de Mallory e Masson. Da mesma forma, não foram identificadas glândulas no cório do intestino médio de *Trichomycterus* sp

Submucosa

A submucosa é constituída por uma camada estreita de tecido conjuntivo, localizada entre o cório e a camada muscular circular interna. Suas projeções para a luz do órgão formam pregas principais mais altas e um número maior de pregas secundárias na alça I quando comparado com a alça II. Isto representa uma maior área de contato do o epitélio da alça I com a luz do tubo intestinal. (FIGURA 72)

A submucosa é ricamente vascularizada, não sendo observada a presença de glândulas. Vários tipos de células são encontrados, dentre elas destacando-se os linfócitos (FIGURA 72). Distingue-se do cório por apresentar maior afinidade pela Hematoxilina, Azul de Metileno e Azul de Anilina.

Muscular

A muscular forma a região mais espessa da parede do intestino médio, e é composta de 2 camadas. Uma formada por fibras musculares lisas constituindo a camada circular interna. A outra também constituída por fibras musculares lisas, representa a camada longitudinal externa (FIGURA 71 e 72). Durante todo o percurso do intestino médio, as camadas musculares, tanto a circular interna, como a longitudinal externa, praticamente não alteram sua espessura e a muscular interna sempre será mais espessa.

No entanto, quando mais próxima da valva íleo-retal, a camada muscular interna parece sofrer uma pequena variação na sua espessura, tornando-se nesta região, um pouco mais espessa.

Serosa

A serosa, em toda a extensão do intestino médio, é formada por uma camada de tecido conjuntivo denso diferenciada do tecido muscular pelo Tricrômico de Masson, apresentando poucas células entre as fibras. Em algumas preparações, foi possível observar uma fileira de células, envolvendo a camada.

3.5 - Valva Íleo - Retal

A valva íleo-retal é formada pela projeção da camada muscular lisa circular interna, acompanhada pela submucosa e mucosa. Esta avança em direção à luz do órgão, no sentido aboral, formando uma prega não muito espessa, a qual delimita o final do intestino médio (alça II) e o início do intestino posterior ou reto. (FIGURA 78)

O epitélio da mucosa encontrado nesta região, é o mesmo tipo daquele descrito na alça II.

3. 6 - Intestino Posterior ou Reto

O reto, inicia-se logo após a valva íleo-retal e apresenta as mesmas camadas descritas para o intestino médio: mucosa, submucosa, muscular e serosa. (FIGURA 78)

Mucosa

O tecido epitelial que reveste a mucosa é do tipo de revestimento simples cilíndrico com células mucosas. As características do epitélio da mucosa, descritas para o intestino médio são as mesmas encontradas no reto (FIGURA

79), com algumas ressalvas:

a) **Células Absorptivas:** Na porção apical do reto, as células absorptivas, não apresentam mais borda em escova tão evidente, como descrita no intestino médio. (FIGURA 79)

b) **Células Caliciformes:** Estão presentes em todo o epitélio, sendo encontradas em maior número que no intestino médio, embora apresentando as mesmas características morfológicas descritas. (FIGURA 80)

Nos testes histoquímicos para mucopolissacarídeos, as células caliciformes do reto, são fortemente reativas frente ao reativo de Schiff (FIGURA 80), apresentando uma coloração muito densa. Algumas células não reagem, sem haver no entanto, variações quanto ao número de uma ou outra, ao longo do reto. Quando coradas pelo Alcian Blue pH 2,5, os resultados são semelhantes aos encontrados frente ao PAS (FIGURA 81). Com relação ao Alcian Blue pH 1,0, em praticamente todo o epitélio, as reações são negativas para as células caliciformes. No entanto algumas apresentaram uma leve reação positiva, sem muitas variações quanto à sua distribuição ao longo do órgão. (FIGURA 82)

Ao ser testado quantitativamente e qualitativamente o tipo de secreção no interior das células caliciformes do reto, observou-se observar que quando coradas primeiro pelo AB pH 2,5, e em seguida pelo PAS, a maioria das células foi positiva para AB pH 2,5, poucas células coraram-se pelo Alcian Blue e pelo reagente de Schiff. No entanto um número pequeno de células, menores, reagiram positivamente ao PAS. Ao serem coradas pelo Alcian Yellow pH 2,5 e pelo Alcian Blue pH 1,0 observou-se que a grande

maioria das células caliciformes do intestino, tiveram reação positiva pelo AY pH 2,5. Foi observado também que, muitas células coradas pelo AY pH 2,5, apresentaram uma reação levemente positiva pelo AB pH 1,0, principalmente nas bordas das células.

c) **Células Granulares:** As células granulares encontradas nas alças I e II do intestino médio, são também observadas no reto, embora em menor número.

d) **Linfócitos:** Os linfócitos são encontrados tanto na região basal do epitélio, espalhados ou formando grupos, como em alguns pontos próximos à superfície epitelial. (FIGURA 79, 81 e 82)

O cório, considerado como a camada de tecido conjuntivo, subjacente ao epitélio de revestimento da mucosa, é diferenciado da submucosa, por apresentar uma coloração mais leve frente aos Tricrômicos de Mallory e Masson. Não ocorre a formação da muscular da mucosa, e um grande número de linfócitos pode ser observado espalhado ou formando grupos concêntricos no cório (FIGURA 79 e 82)

Submucosa

A submucosa é estreita, e confunde-se com o cório, projetando-se em direção à luz do órgão para formar pregas primárias, baixas e poucas pregas secundárias, diferindo-se daquelas encontradas no intestino médio. (FIGURA 79). A distinção entre a submucosa e o cório é mais evidente na região de projeções e formação das pregas (FIGURA 79). Os linfócitos podem ser encontrados espalhados ou formando grupos concêntricos em maior quantidade, se comparado com o intestino médio.

Muscular

A camada muscular interna, é circular e mais espessa que a muscular longitudinal externa (FIGURA 79). Esta não varia sua espessura em todo o percurso do reto. No entanto a circular interna aumenta sua espessura ao aproximar-se do ânus para formar o esfíncter anal.

Serosa

A serosa no reto, apresenta as mesmas características descritas para o intestino médio. (FIGURA 79)

3.1.7 - Glândulas Anexas do Tubo Digestivo

- Fígado

O fígado de *Trichomycterus* sp. encontra-se no primeiro terço da cavidade abdominal. Tem o formato irregular, alongando-se sob o esôfago e porção da cárdia (FIGURA 06). É revestido por uma fina camada de conjuntivo, que não avança para o interior do órgão, uma vez que este não apresenta a formação de lobos. Uma única fileira de células cúbicas forma a serosa.

As células que compõem o tecido hepático são poligonais, apresentam o citoplasma granular, núcleo esférico e central e o nucléolo bastante evidente. Sua disposição no tecido é irregular, não se organizando como nos vertebrados superiores, onde os hepatócitos formam cordões, dispostos radialmente em relação à veia central (FIGURA 83). Os sinusóides anostomosados, formam uma massa contínua com as células hepáticas, e são melhor

observados pelo Tricrômico de Mallory.

O tecido hepático é extremamente vascularizado que irrigam e drenam todo o órgão (FIGURA 83). Próximos a estes vasos, principalmente aos de maior calibre, são encontradas com facilidade quantidades variáveis de tecido pancreático exócrino. (FIGURA 84 e 85)

Os ductos biliares são revestidos internamente por tecido epitelial de revestimento simples cúbico. As células epiteliais apresentam núcleo esférico e censo. Uma camada espessa de tecido conjuntivo fibroso forma a parede dos ductos (FIGURA 85). Estes são encontrados em diferentes calibres. Ao redor daqueles de maior calibre, pode ser observado também o tecido pancreático exócrino. (FIGURA 85)

Nas regiões do fígado onde se encontram os grandes vasos, o ducto hepático e a vesícula biliar, observa-se uma grande concentração de tecido pancreático exócrino, envolvendo tanto os vasos, os ductos, como a vesícula biliar. (FIGURA 84)

A vesícula biliar é alongada e localiza-se na face superior do órgão, abaixo do esôfago. A parede é relativamente espessa, formada por uma camada de tecido conjuntivo, revestida internamente por um tecido epitelial de revestimento simples prismático.

Quando coradas pelo PAS, as células apresentam pequenos grânulos no citoplasma que reagem positivamente frente ao reativo de Schiff, indicando pouco acúmulo de glicogênio nestas células. (FIGURA 86)

-Pâncreas

Em *Trichomycterus* sp., o pâncreas do tipo difuso, apresenta tecido endócrino, formado pelas Ilhotas de Langerhans, e tecido exócrino (FIGURA 87). Diferentes quantidades de tecido pancreático exócrino, foram encontradas junto com o tecido hepático, descrito anteriormente. No entanto a maior quantidade de tecido pancreático, forma uma estrutura compacta em torno do ducto biliar, o qual acompanha ventralmente o estômago até o intestino anterior (FIGURA 87). Este forma um órgão estreito delgado e de difícil identificação macroscópica.

O tecido endócrino é representado por Ilhotas de Langerhans gigantes, as quais são revestidas por tecido conjuntivo, formando uma cápsula fibrosa muito delgada circundada pelas células do tecido exócrino (FIGURA 87). São amplamente vascularizadas. Foram identificadas apenas 2 tipos de células: células do tipo A, são encontradas na periferia da estrutura e apresentam-se irregulares: as do tipo B são mais alongadas e encontram-se preferencialmente no centro das ilhotas. (FIGURA 87)

As células encontradas nas Ilhotas de Langerhans, quando coradas pelo Tricrômico de Mallory e pelo HE, mostraram um citoplasma bastante claro se comparadas com as células do tecido exócrino (FIGURA 87). Este apresenta células cilíndricas, núcleo basal e denso, nucléolo evidente e de citoplasma granular (FIGURA 87). As células se dispõem formando cordões que se anastomosam e pequenos ductos podem ser observados entre eles. (FIGURA 87)

Os ductos são revestidos internamente por um epitélio simples pavimentoso envolvido por uma camada de conjuntivo, identificado pelo Tricrômico de Mallory.

Nesta região de maior concentração do tecido pancreático toda a estrutura é revestida por uma capa delgada de tecido conjuntivo fibroso.

A estrutura localizada ventralmente ao estômago é constituída por tecido pancreático endócrino e exócrino. Este envolve o ducto biliar e vasos sanguíneos e estende-se até a alça I do intestino médio, onde os ductos desembocam. (FIGURA 88)

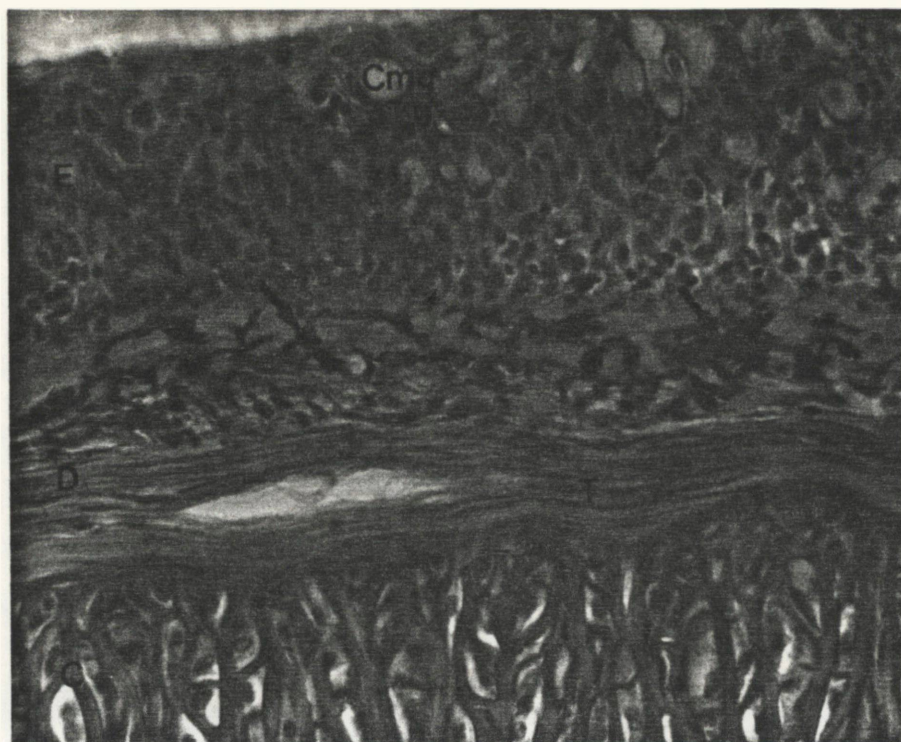


FIGURA 07 - Barbilhão Nasal

Ca - Cartilagem Cmg - Cel. Mucosa Globosa
 D - Derme Ep - Epiderme T - Tec. Conj. Frouxo
 Seta maior: Cel. Pigmentar Seta menor: Linfócitos
 Aumento: 576 X Coloração: HE



FIGURA 08 - Barbilhão Nasal

Cm - Célula Mucosa Alongada
 D - Derme Ep - Epiderme T - Linfócitos
 Aumento: 576 X Coloração: HE

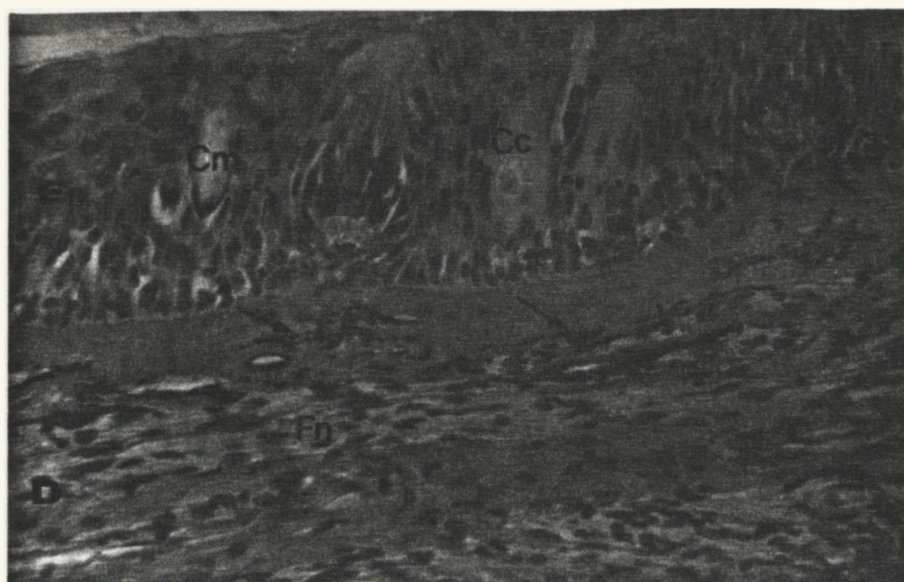


FIGURA 09 - Barbilhão Nasal

Ep - Epiderme Fn - Feixe Nervoso
 D - Derme Bg - Botão Gustativo
 Cc - Célula Claviforme Cm - Célula Mucosa
 Seta - Células Pigmentares Alongada
 Aumento: 576 X Coloração: HE

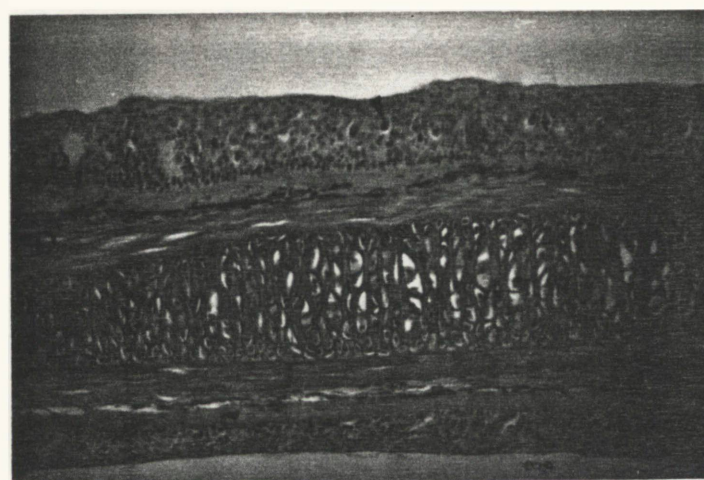


FIGURA 10 - Barbilhão Nasal

Corte Longitudinal

Ep - Epiderme D - Derme
 Ca - Cartilagem
 Seta - Células de Núcleo Grande e Denso
 Aumento: 180 X Coloração: HE



FIGURA 11 - Barbilhão Nasal

Corte Longitudinal

Ca - Cartilagem
 Fn - Feixes Nervosos
 Aumento: 72 X
 Coloração: HE

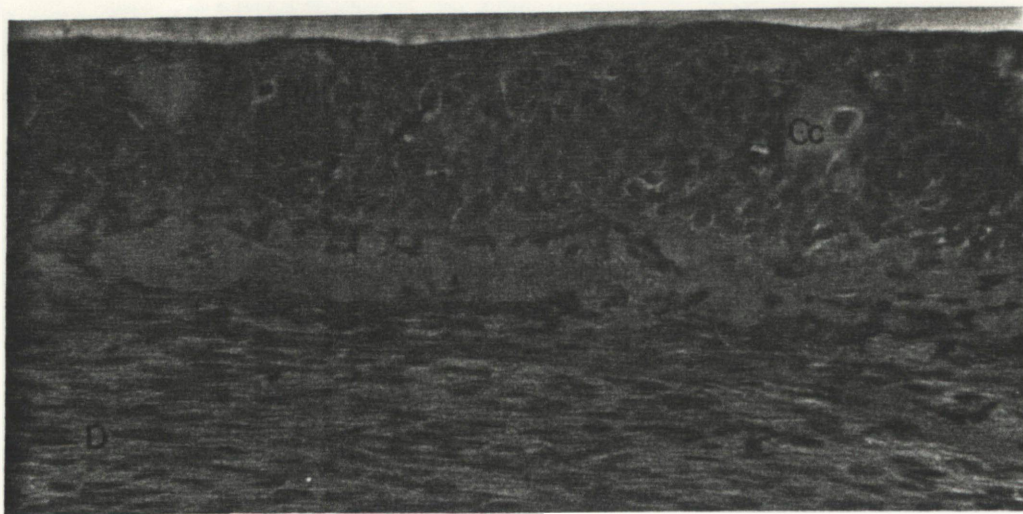


FIGURA 12 - Barbilhão Nasal

Ep - Epiderme D - Derme Bg - Botão Gustativo

Cc - Célula Claviforme

Seta - Célula de Núcleo Grande e Denso

Aumento: 576 X

Coloração: HE

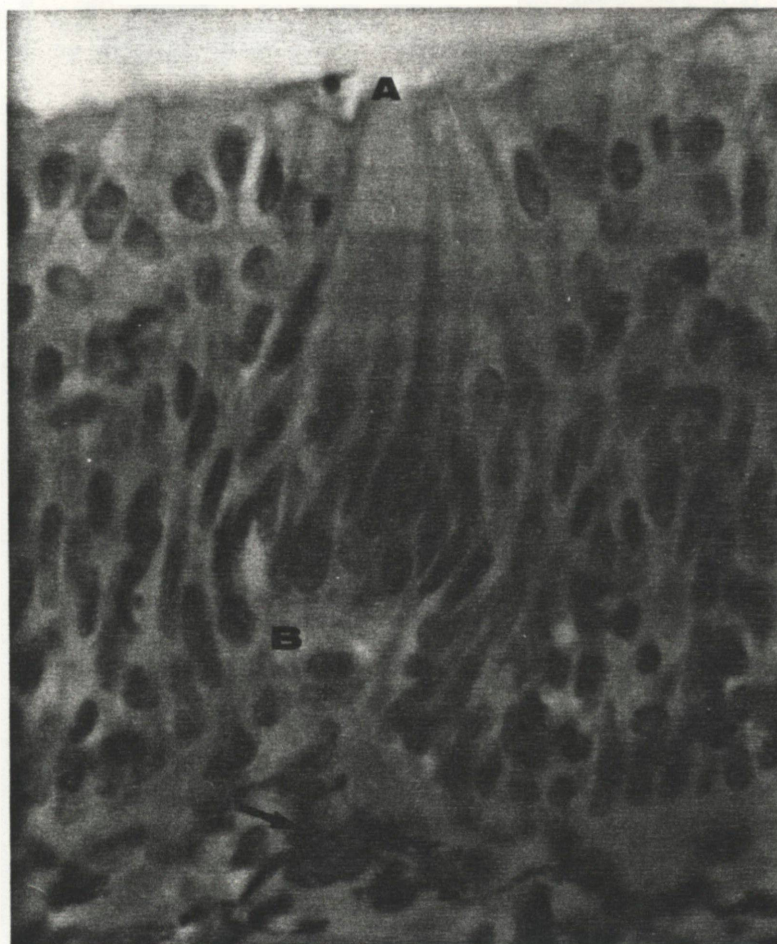


FIGURA 13 - Botão Gustativo no Barbilhão Nasal

A - Apice do Botão Gustativo

B - Base do Botão Gustativo

- Células Nervosas

Seta - Células Pigmentares

Aumento: 2000 X

Coloração : HE

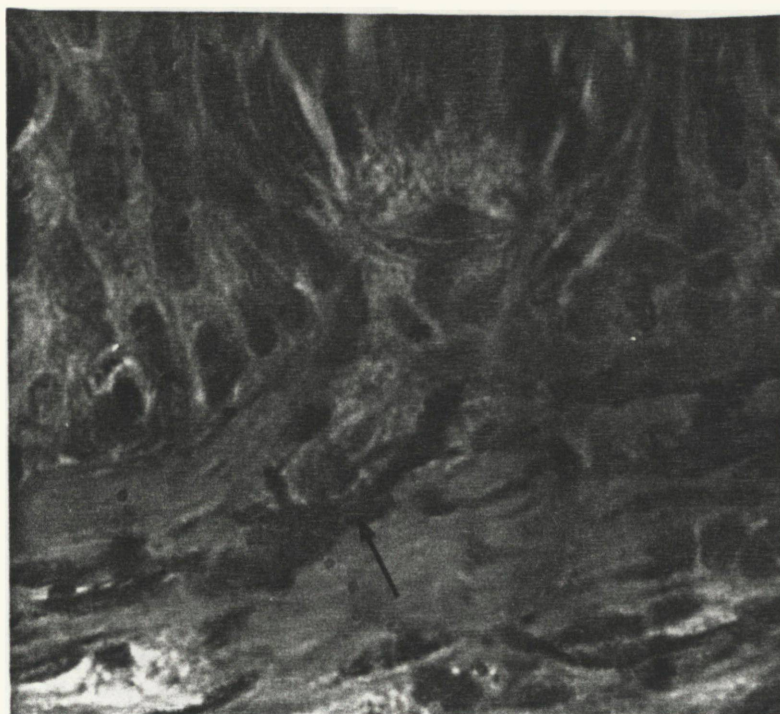


FIGURA 14 - Botão Gustativo no Barbilhão Nasal
 - Célula Nervosa Seta - Células Pigmentares
 Aumento: 1.800 X Coloração: HE

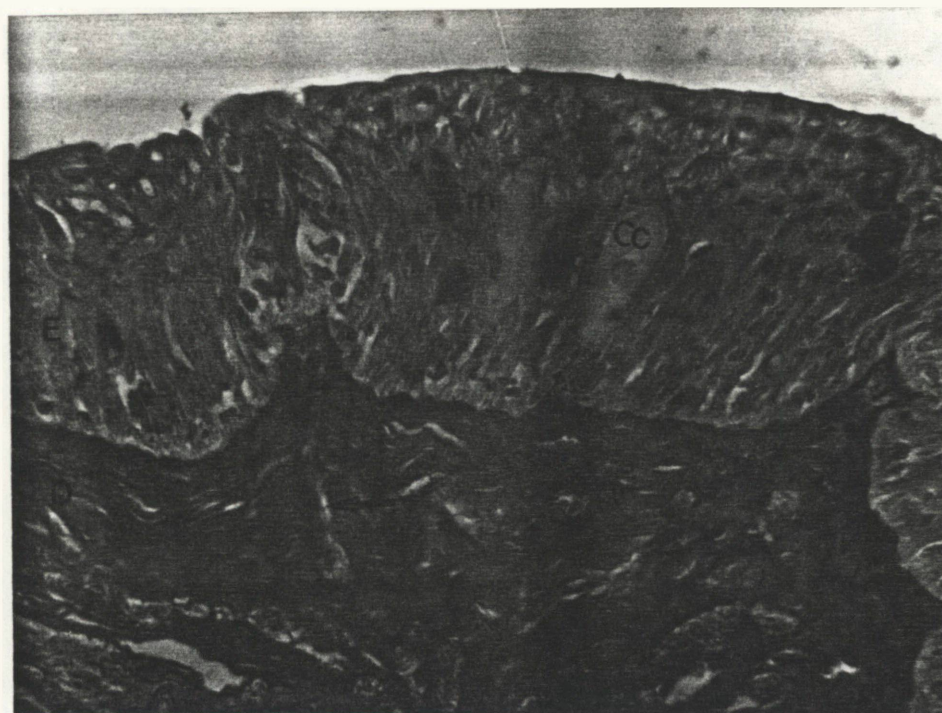


FIGURA 15 - Barbilhão Nasal
 Ep - Epiderme Seta - Feixe Nervoso
 D - Derme Bg - Botão Gustativo
 Cc - Célula Claviforme Cm - Célula Mucosa
 Aumento: 756 X Coloração: PAS

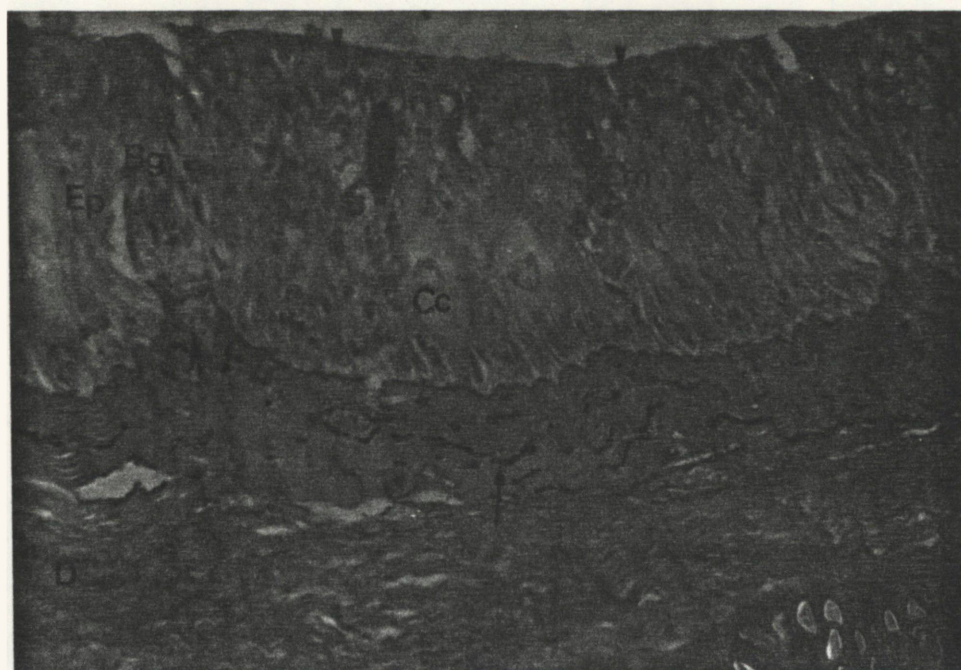


FIGURA 16 - Barbilhão Maxilar Superior
 Ep - Epiderme D- Derme Bg - Botão Gustativo
 Cm - Célula Mucosa Alongada - Cels. Pigmentares
 Seta - Célula Mucosa Globosa Cc - Camada Superficial
 Ce - Célula Caliciforme
 Aumento: 756 X Coloração: PAS

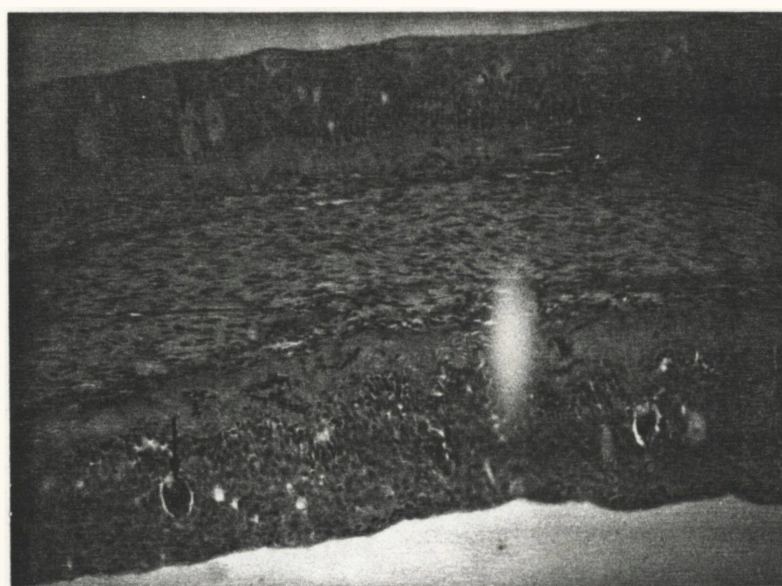


FIGURA 17 - Barbilhão Nasal
 Ep - Epiderme D - Derme
 Seta menor: Botão Gustativo
 Seta maior: Célula Claviforme
 Aumento: 180 X Coloração: HE

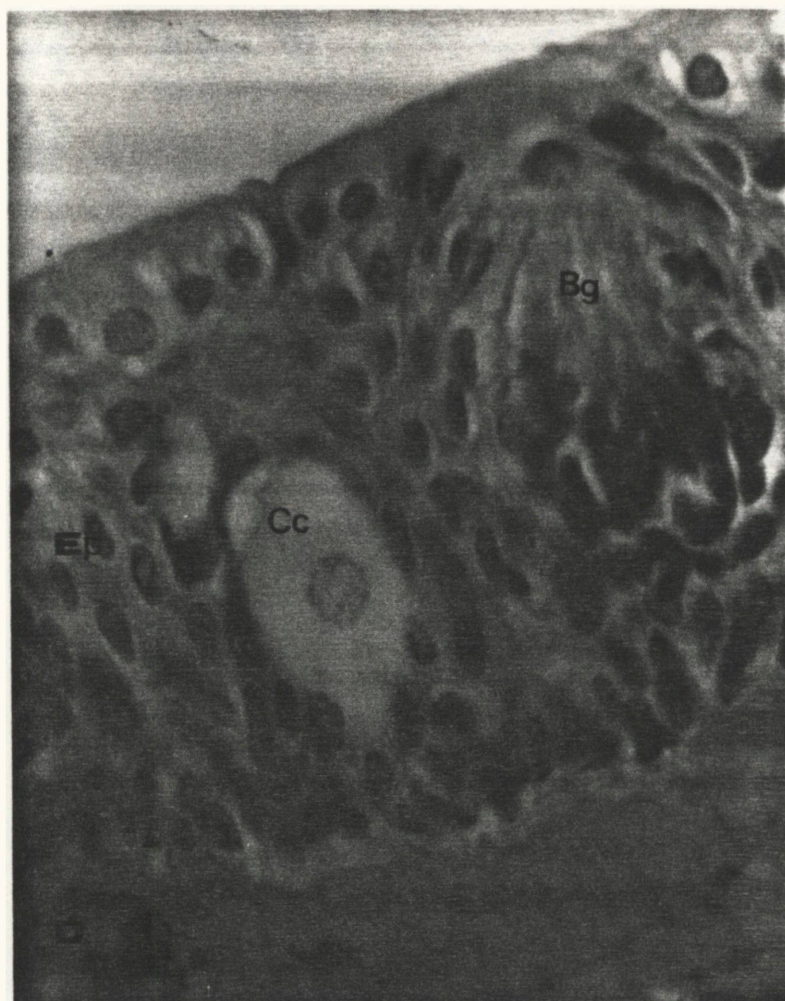


FIGURA 18 - Barbilhão Maxilar Superior
Ep - Epiderme Cc - Célula Claviforme
D - Derme Bg - Botão Gustativo
Aumento: 720 X Coloração: HE



FIGURA 19 - Barbilhão Nasal
 Seta - Célula de Núcleo Grande e Denso
 Aumento: 1800 X Coloração: HE

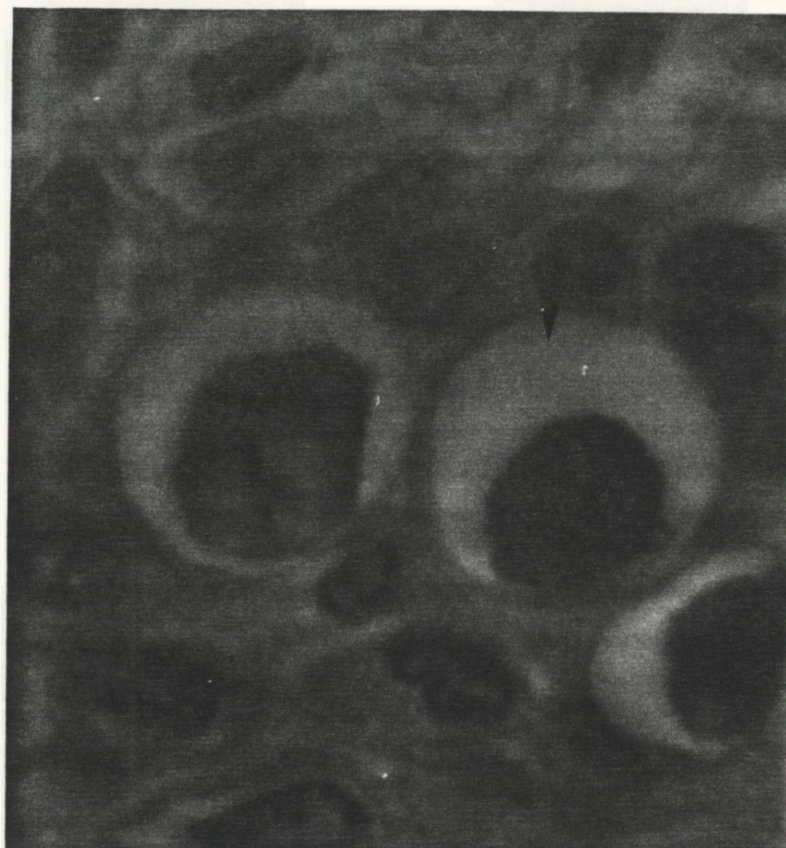


FIGURA 20 - Barbilhão Nasal
 Seta - Célula de Núcleo Grande e Denso
 Aumento: 2.000 X Coloração: HE



FIGURA 21 - Barbilhão Maxilar Inferior
Corte Transversal

Ep - Epiderme	D - Derme
Ca - Cartilagem	Fn - Feixe Nervoso
Bg - Botão Gustativo	
Aumento: 225 X	Coloração: HE

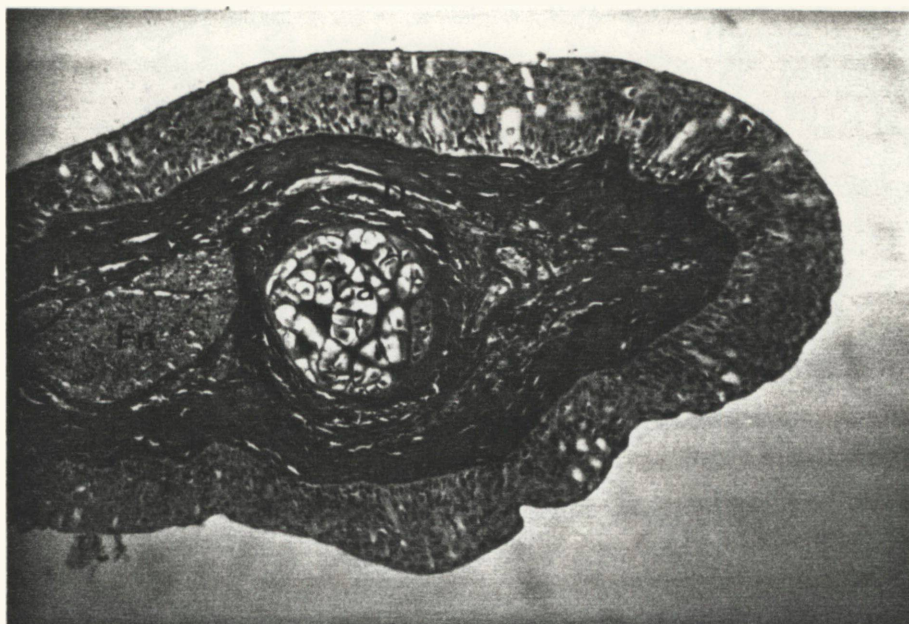


FIGURA 22 - Barbilhão Nasal
Corte Transversal
Ep - Epiderme D - Derme
Ca - Cartilagem Fn - Feixe Nervoso
Aumento: 180 X
Coloração: Tricrômico de Masson

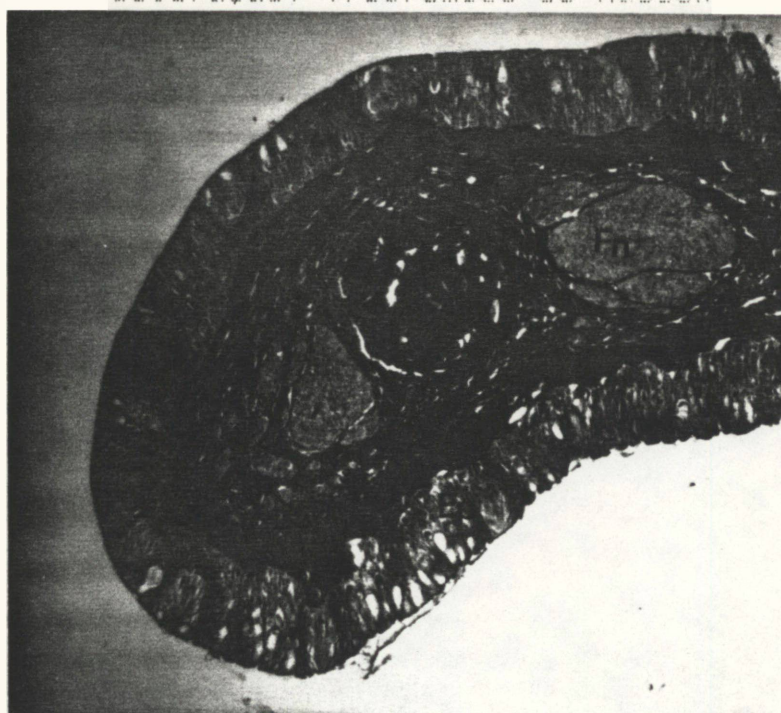


FIGURA 23 - Barbilhão Nasal
Corte Transversal
Ep - Epiderme D - Derme
Ca - Cartilagem Fn - Feixes Nervosos
Aumento: 180 X
Coloração: Tricrômico de Mallory



FIGURA 24 - Barbilhão Maxilar Superior
Ep - Epiderme V - Vaso Sanguíneo
Bg - Botão Gustativo
Aumento: 720 X Coloração: HE

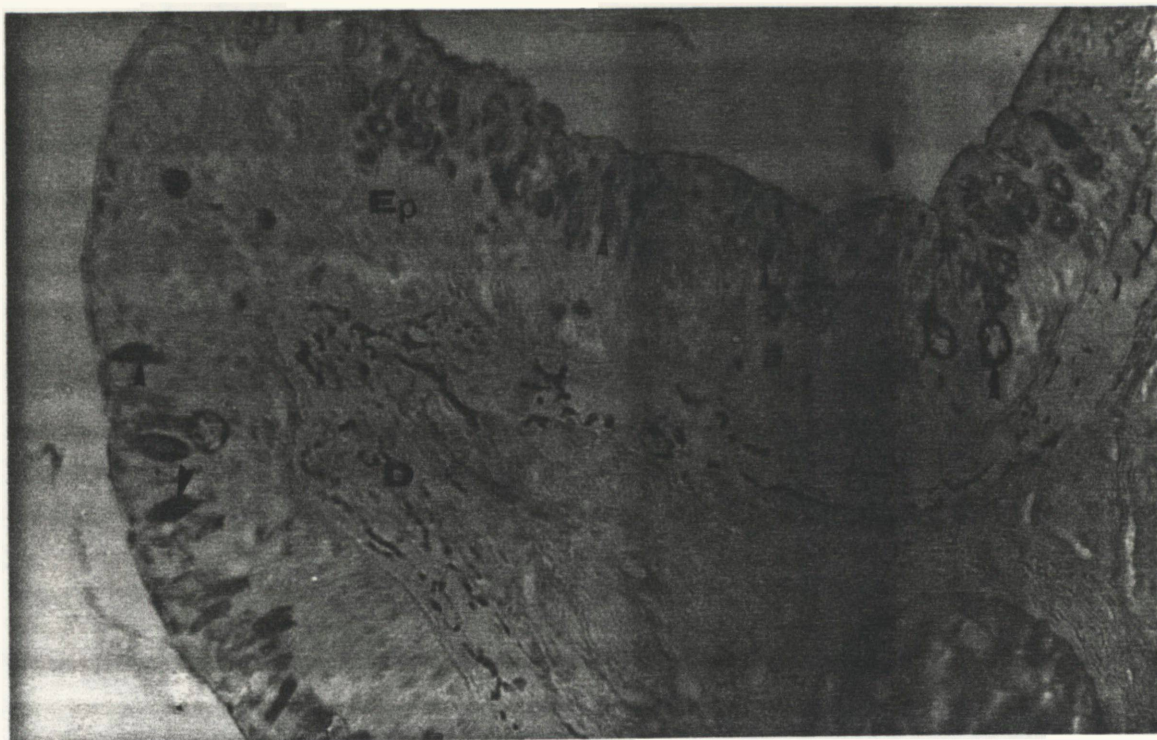


FIGURA 25 - Barbilhão Maxilar Superior
Corte Transversal

Ep - Epiderme D - Derme Setas - Células Mucosas
Aumento: 250 X Coloração: PAS

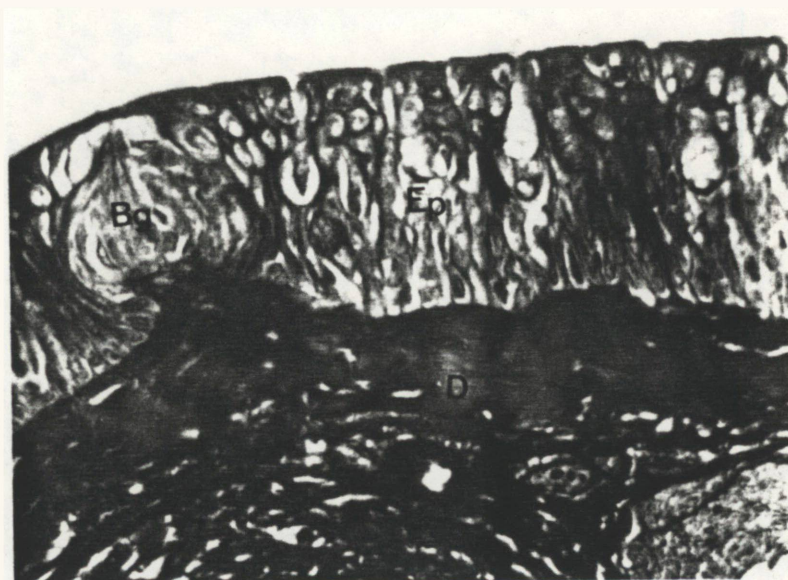


FIGURA 26 - Barbilhão Maxilar Inferior
Ep - Epiderme D - Derme Bg - Botão
Aumento: 180 X Gustativo
Coloração: Tricrômico de Mallory

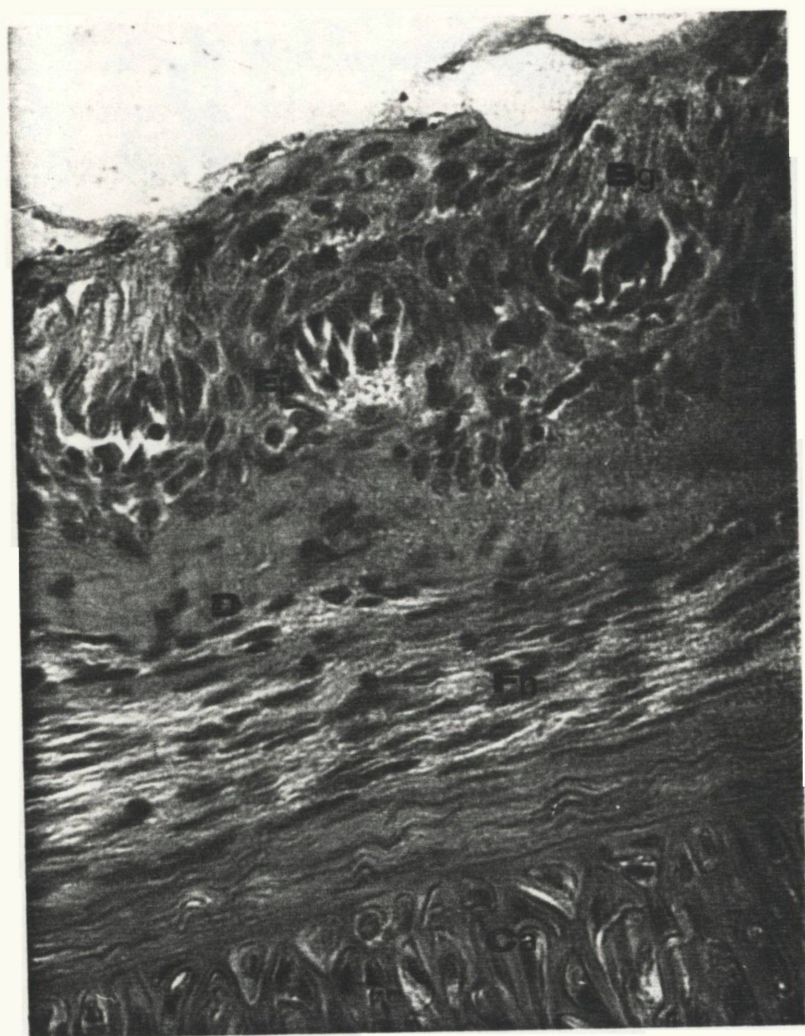


FIGURA 27 - Barbilhão Maxilar Inferior

Ep - Epiderme

D - Derme

Fn - Feixes Nervosos

Ca - Cartilagem

Bg - Botão Gustativo

Aumento: 576 X

Coloração: HE



FIGURA 28 - Lábio Superior (Face Externa)
Ep - Epiderme D - Derme
Cc - Célula Claviforme Cm - Célula Mucosa
Aumento: 576 Coloração: HE

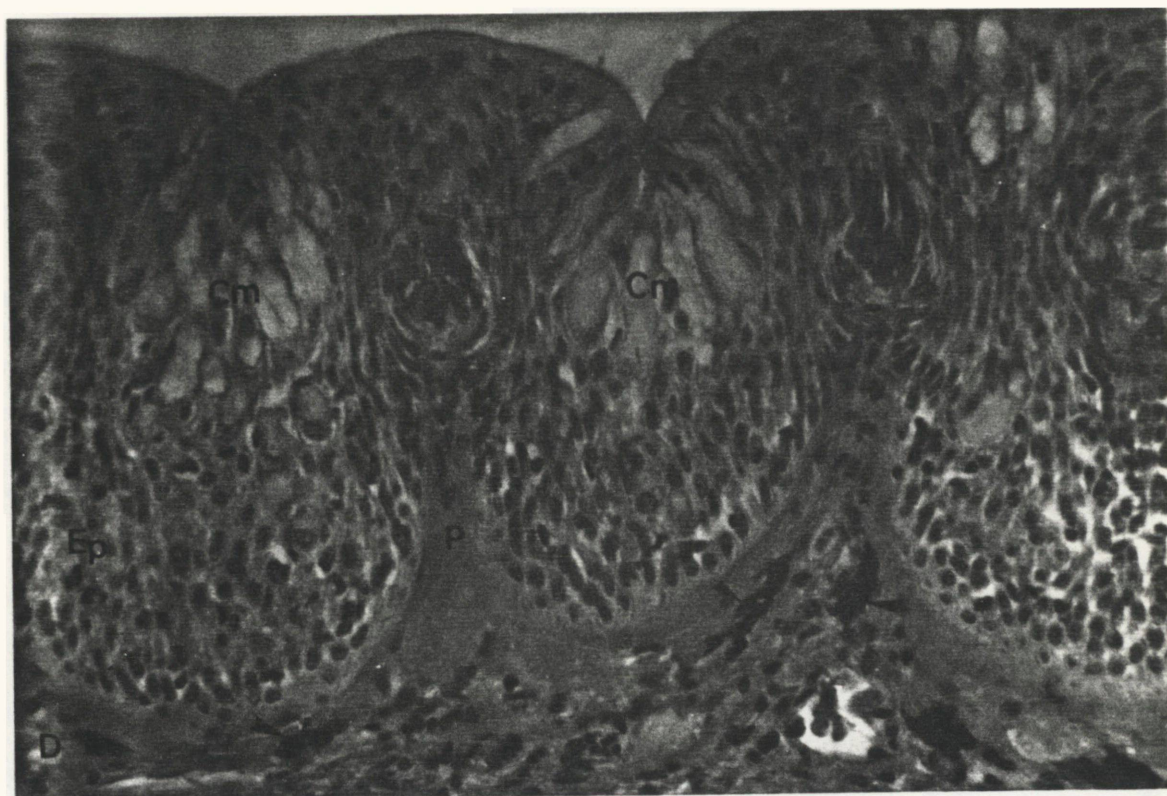


FIGURA 29 - Lábio Superior (Face Interna)
 Ep - Epiderme D - Derme
 Cm - Células Mucosas Bg - Botão Gustativo
 P - Projeção da Derme
 Seta - Células Pigmentares
 Aumento: 576 X Coloração: HE

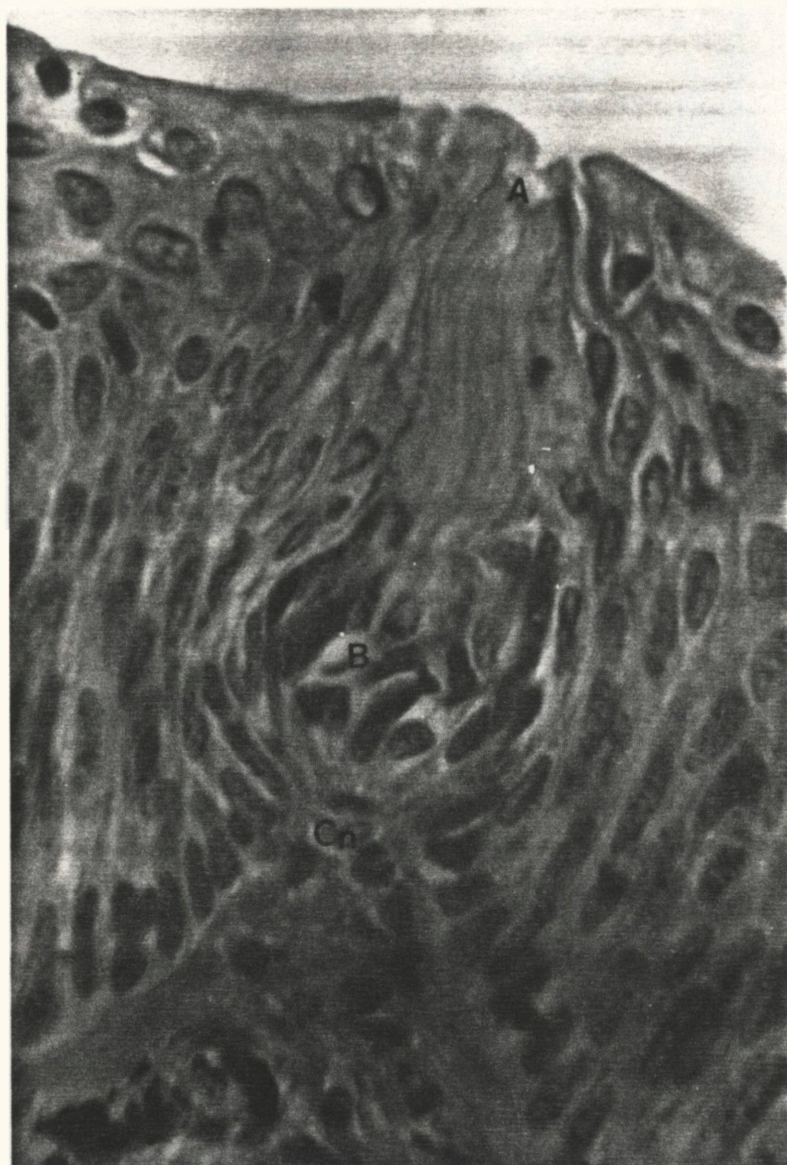


FIGURA 30 - Botão Gustativo no
Lábio Superior

A - Ápice do Botão Gustativo

B - Base do Botão Gustativo

Cn - Células Nervosas

Aumento: 720 X Coloração: HE

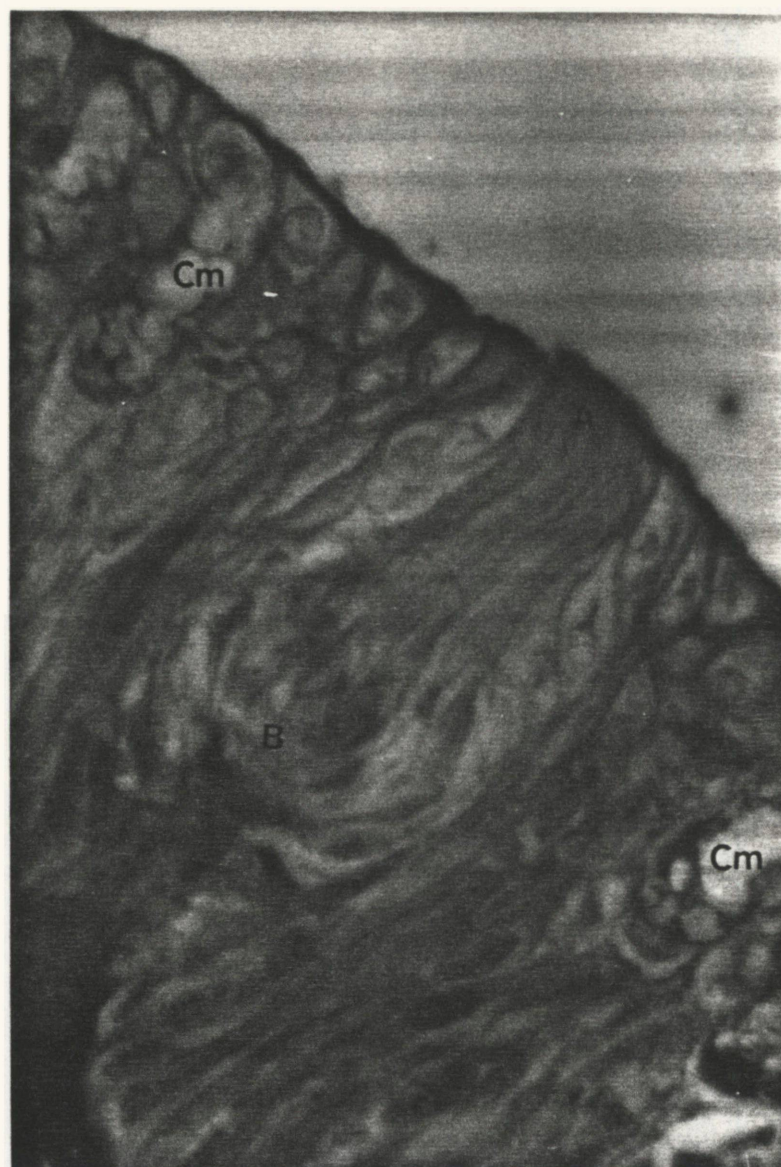


FIGURA 31 - Botão Gustativo no
Lábio Superior
Ap - Ápice do Botão Gustativo
B - Base do Botão Gustativo
Cm - Célula Mucosa
Aumento: 720 X
Colração: Tricrômico de Mallory

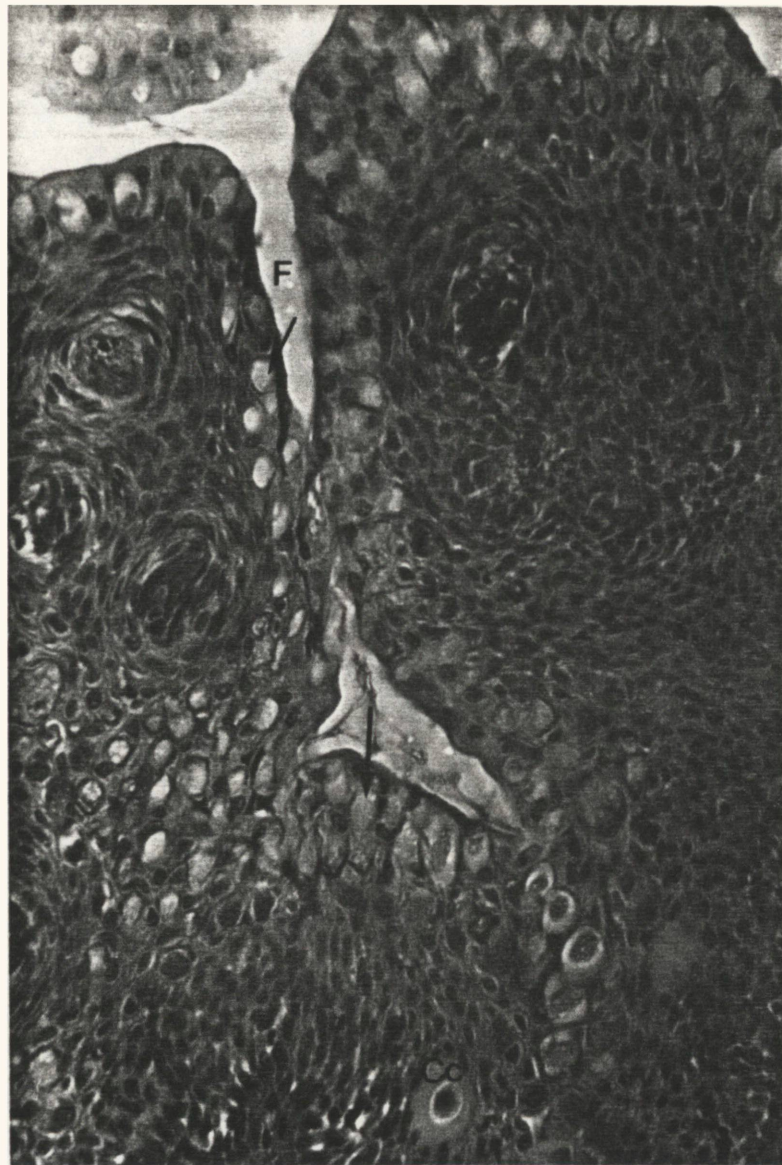


FIGURA 32 - Lábio Superior
em Corte Transversal
Setas - Células Mucosas
Cc - Célula Claviforme
F - Fenda Labial
Aumento: 576 X Coloração: HE

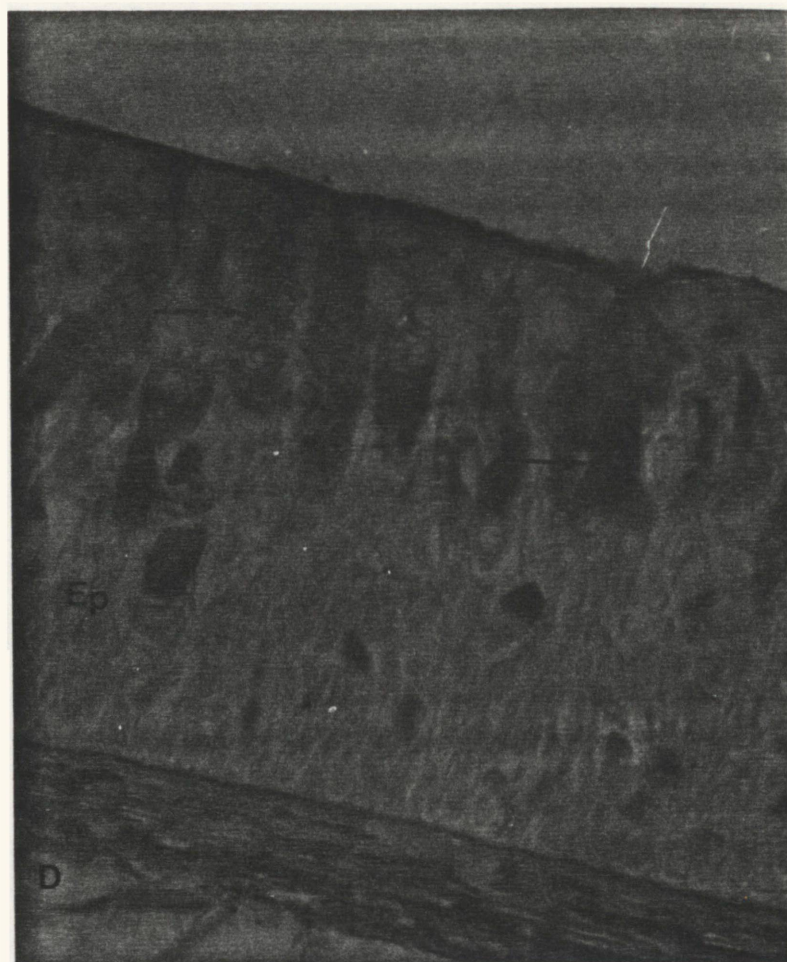


FIGURA 33 - Lábio Superior
Ep - Epiderme D - Derme
Seta - Células Mucosas
Aumento: 576 X Coloração: PAS

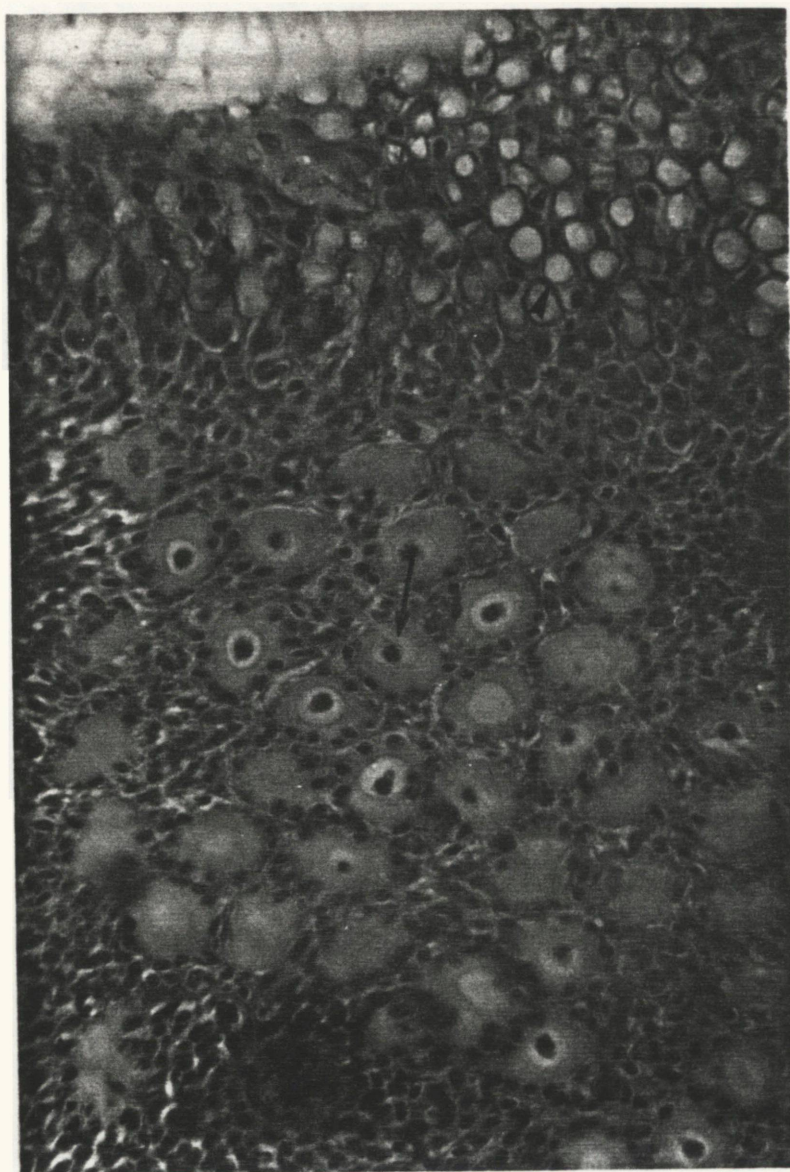


FIGURA 34 - Lábio Inferior
Seta Menor - Células Mucosas
Seta Maior - Células Claviformes
Aumento: 576 X Coloração: HE

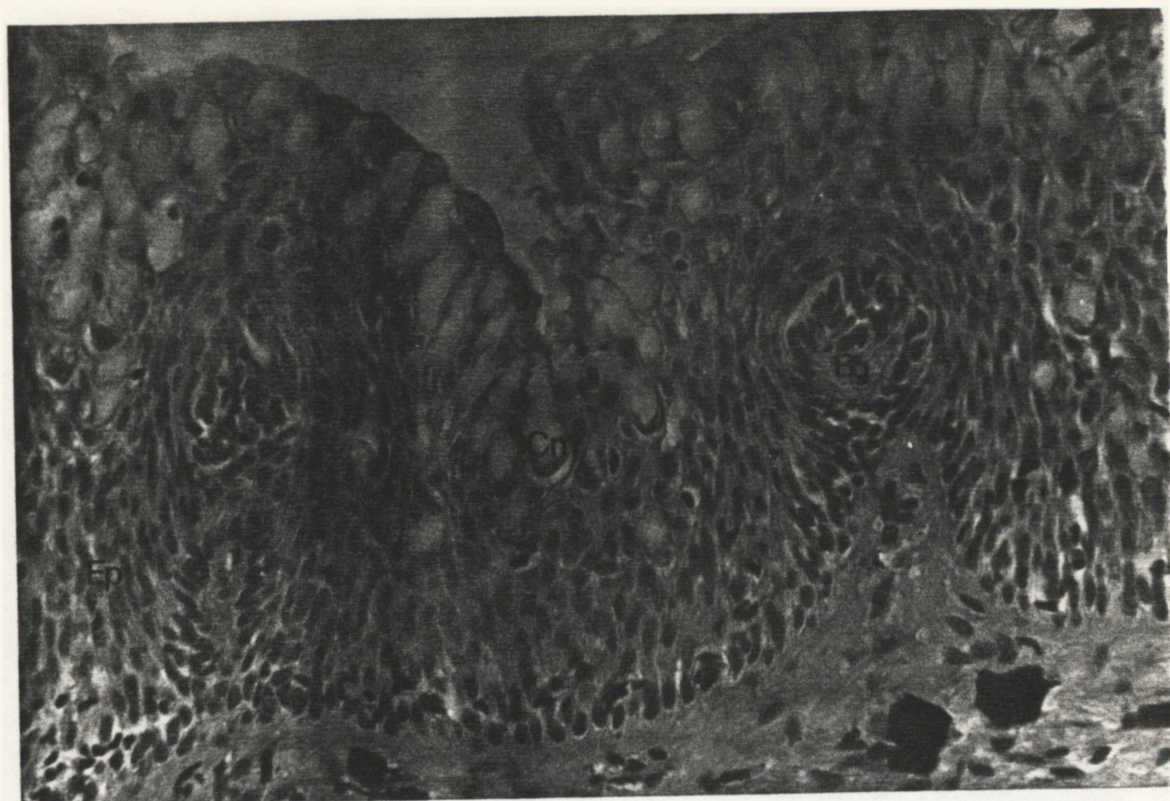


FIGURA 35 - Lábio Inferior
 Ep - Epiderme Cm - Célula Mucosa
 Bg - Botão Gustativo
 Aumento: 576 X Coloração: HE

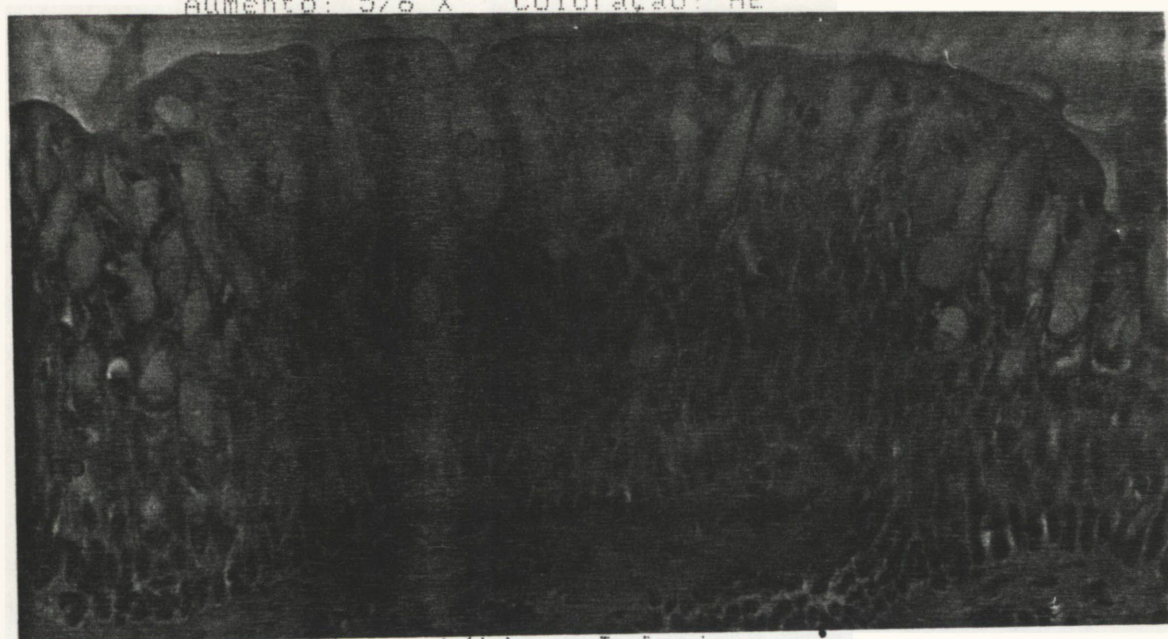


FIGURA 36 - Lábio Inferior
 Ep - Epiderme Cm - Célula Mucosa
 Cb - Camada Basal
 Seta - Abertura da Célula Mucosa
 Aumento: 576 X Coloração: HE



FIGURA 37 - Lábio Inferior
Epi - Epiderme Externa
Ep2 - Epiderme Interna
Seta Menor - Célula Mucosa
Seta Maior - Células Pigmentares
Aumento: 180 X Coloração: HE



FIGURA 38 - Área Dentígera Oral Superior
D - Dentina Pd - Pré-dentina
P - Polpa Dentária F1 - Primeira Fase
F2 - Segunda Fase F5 - Quinta Fase
F6 - Sexta Fase Os - Tecido Ósseo
Aumento: 84 X Coloração: HE

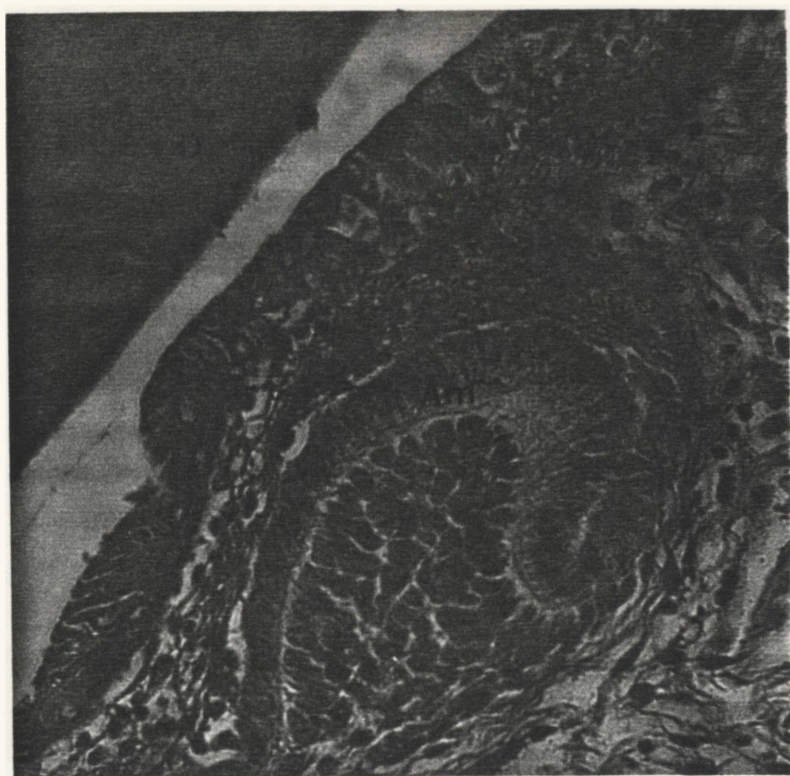


FIGURA 39 - Germe Dentário
 O - Odontoblastos D - Dentina
 Am - Ameloblastos
 Aumento: 576 X Coloração: HE



FIGURA 40 - Denticulo (Corte Transversal)
 Td - Túbulos Dentinais P - Polpa Dentária
 Aumento: 576 X Coloração: Tricrômico de Alcian Blue



FIGURA 41 - Denticulo da Área Dentígera
 Oral Inferior (Corte Longitudinal)
 D - Dentina Pd - Pré-dentina
 Es - Esmalte Td - Túbulos Dentinais
 P - Polpa Dentária Vs - Vaso Sanguíneo
 Aumento: 576 X
 Coloração: Tricrômico de Mallory

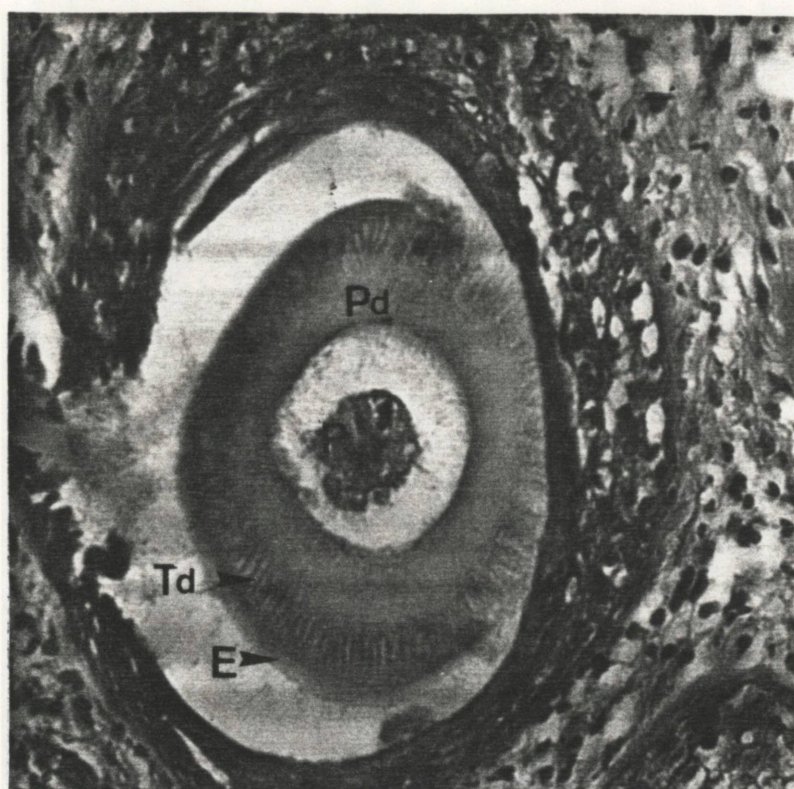


FIGURA 42 - Denticulo Área Dentígera Faringeana
Superior (Corte Transversal)
Pd - Pré-dentina Td - Túbulos Dentinais
E - Esmalte F - Polpa Dentária
Aumento: 576 X Coloração: HE

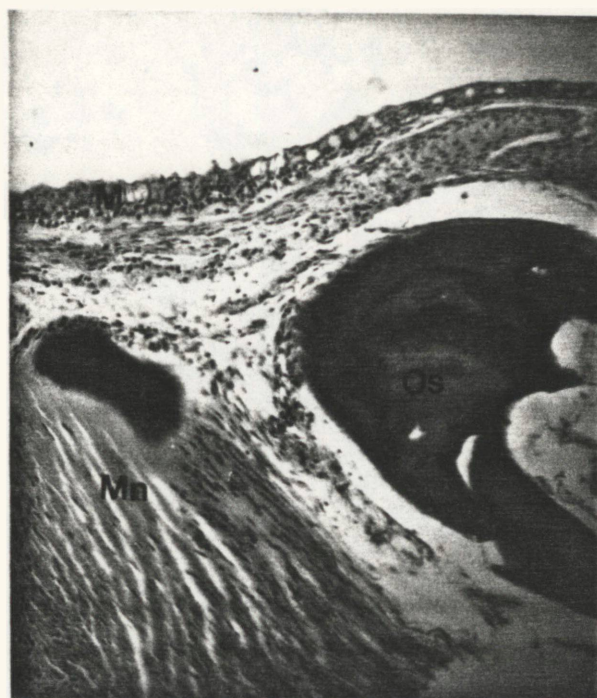


FIGURA 43 - Assoalho da Cavidade Bucal. Língua
 M - Epitélio da Mucosa Bucal
 Mn - Tecido Muscular Os - Tecido Ósseo
 Aumento 180 X Coloração: HE



FIGURA 44 - Epitélio da Língua
 Bg - Botão Gustativo
 Seta Maior - Célula Mucosa
 Seta Menor - Célula Claviforme
 Aumento: 576 X Coloração: HE



FIGURA 45 - Epitélio da Língua
 Cm - Célula Mucosa Seta - Região onde
 Aumento: 180 X se localiza a Memb. Basal
 Coloração: PAS + Alcian Blue pH 2,5

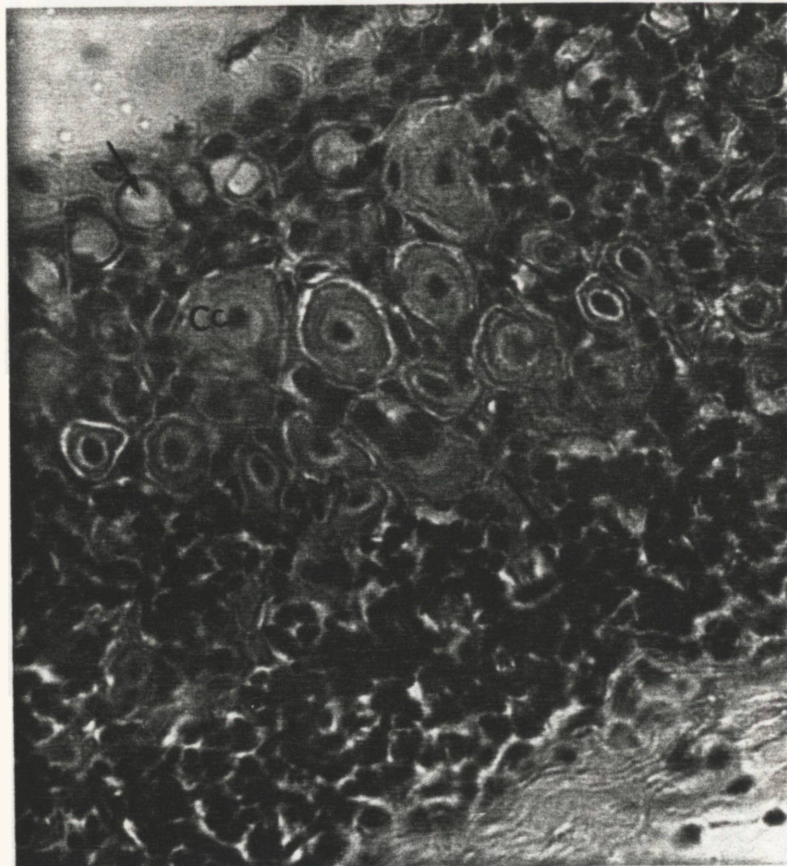


FIGURA 46 - Região Lateral da Língua
 Seta Menor - Células Mucosas
 Seta Maior - Leucócitos
 Cc - Célula Claviforme
 Aumento: 720 X Coloração: HE



FIGURA 47 - Teto da Cavidade Bucal
M - Epitélio da Mucosa Bucal Bg - Botão Gustativo
Cc - Célula Claviforme
Fm - Feixes de Músculo Estriado Esquelético
Seta - Tecido Conjuntivo Fibroso
Aumento: 576 X Coloração: HE

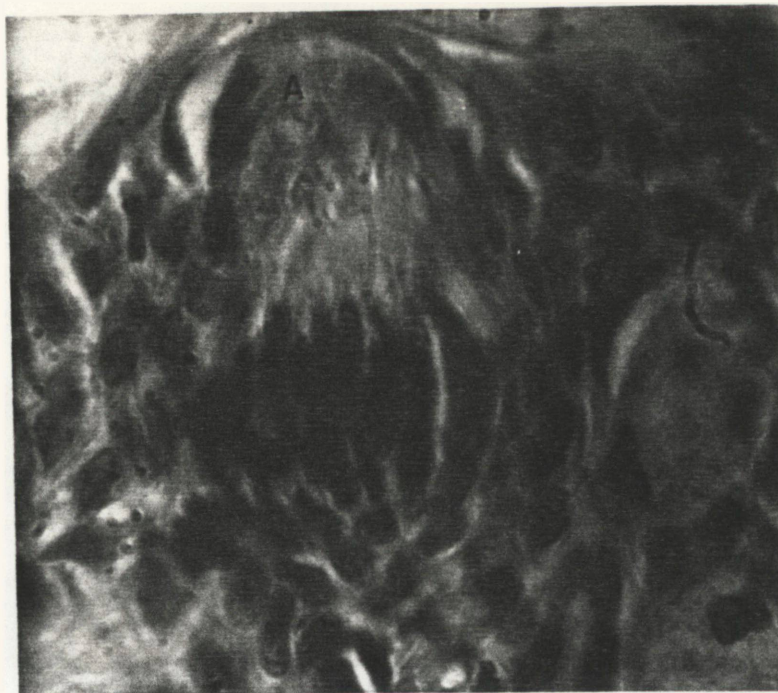


FIGURA 48 - Botão Gustativo no Teto da Cavidade Bucal

A - Ápice do Botão Gustativo

Aumento: 1800 X Coloração: HE



FIGURA 49 - Teto da Cavidade Bucal

M - Epitélio da Mucosa Bucal

Bg - Botão Gustativo

Cc - Célula Claviforme

Seta - Célula Mucosa

Aumento: 720 X

Coloração: HE

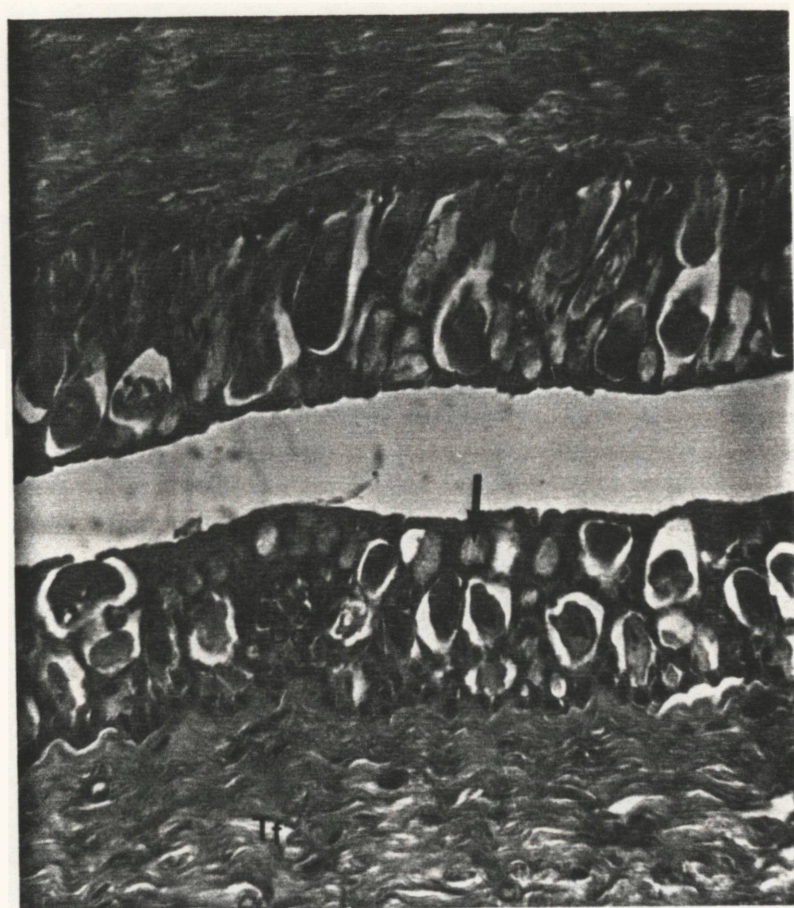


FIGURA 50 - Mucosa do Esôfago
 M - Epitélio da Mucosa do Esôfago
 Bg - Botão Gustativo
 Cc - Célula Claviforme
 Tf - Tecido Conjuntivo Fibroso
 Seta - Células Mucosas
 Aumento: 576 X Coloração: HE

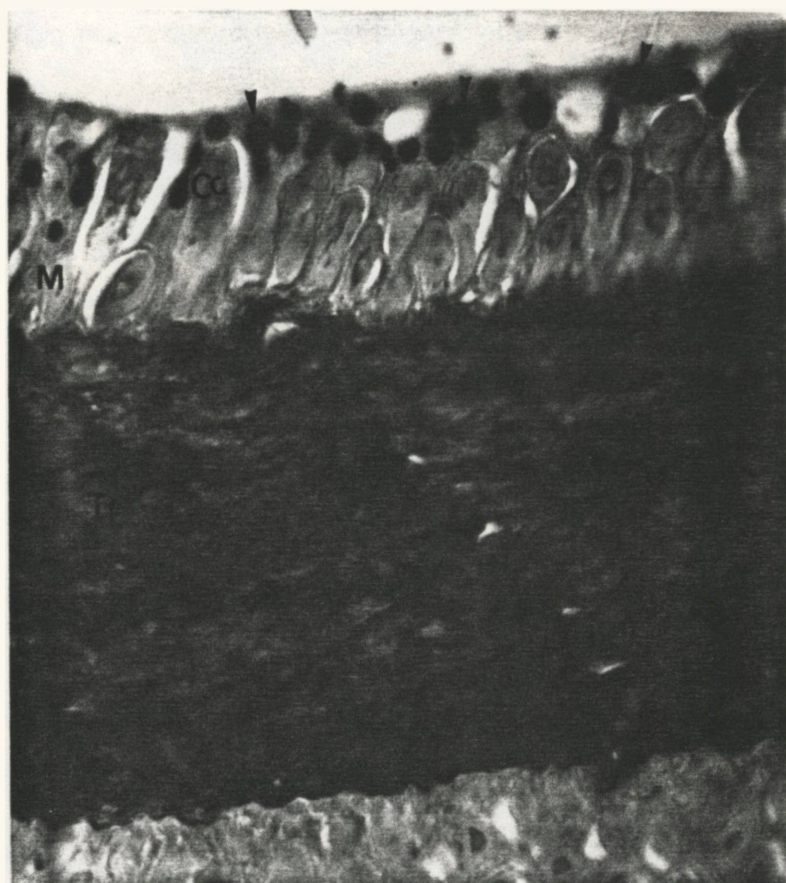


FIGURA 51 - Mucosa do Esôfago
 M - Epitélio da Mucosa do Esôfago
 Cc - Célula Claviforme
 Tf - Tecido Conjuntivo Fibroso
 Seta - Células Mucosas. PAS +
 Aumento: 576 X
 Coloração: PAS + Verde Luz

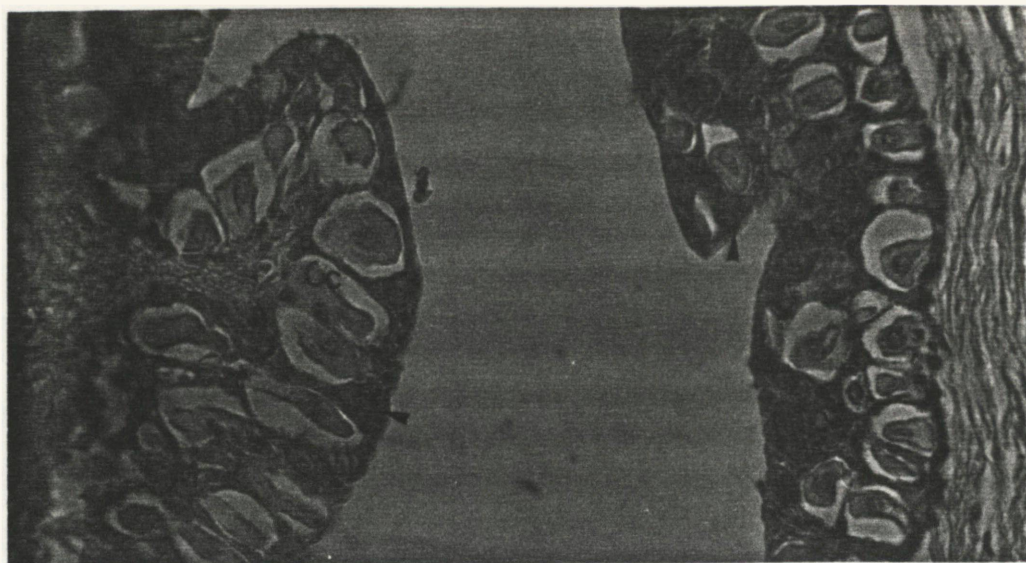


FIGURA 52 - Mucosa do Esôfago
 M - Epitélio da Mucosa do esôfago
 Cc - Célula Claviforme
 Seta - Células Mucosas AB pH 2,5 +
 Aumento: 576 X Coloração: Alcian Blue pH 2,5

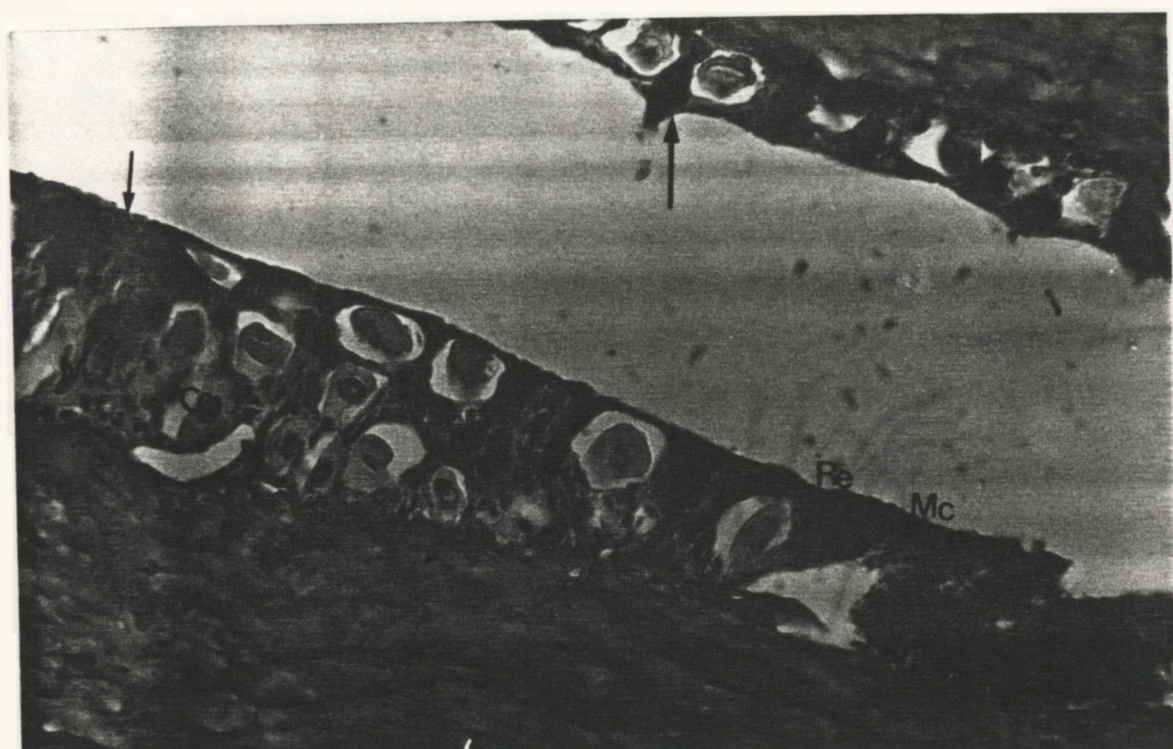


FIGURA 53 - Mucosa do Esôfago e Cárdia Anterior
 M - Epitélio da Mucosa do Esôfago Cc - Células Claviformes
 Tf - Tecido Conjuntivo Fibroso Re - Região de Transição
 Seta Maior - Células Mucosas AB pH 2,5 +
 Seta Menor - Células Mucosas PAS +
 Mc - Epitélio da Região Cárdica do Estômago
 Aumento: 576 X Coloração: PAS + Alcian Blue pH 2,5

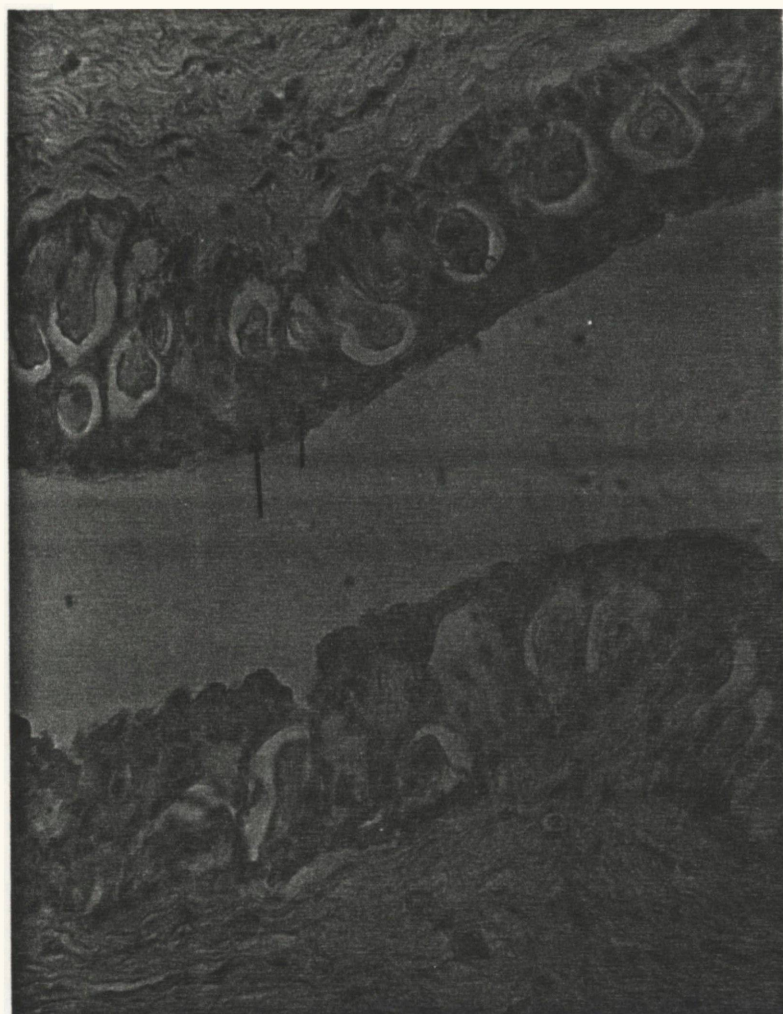


FIGURA 54 - Mucosa do Esôfago
 M - Epitélio da Mucosa do Esôfago
 Cc - Célula Claviforme
 Seta Maior - Célula Mucosa AB pH 1,0 +
 Seta Menor - Célula Mucosa AY pH 2,5 +
 Aumento: 576 X
 Coloração: Alcian Yellow pH 2,5 +
 Alcian Blue pH 1,0

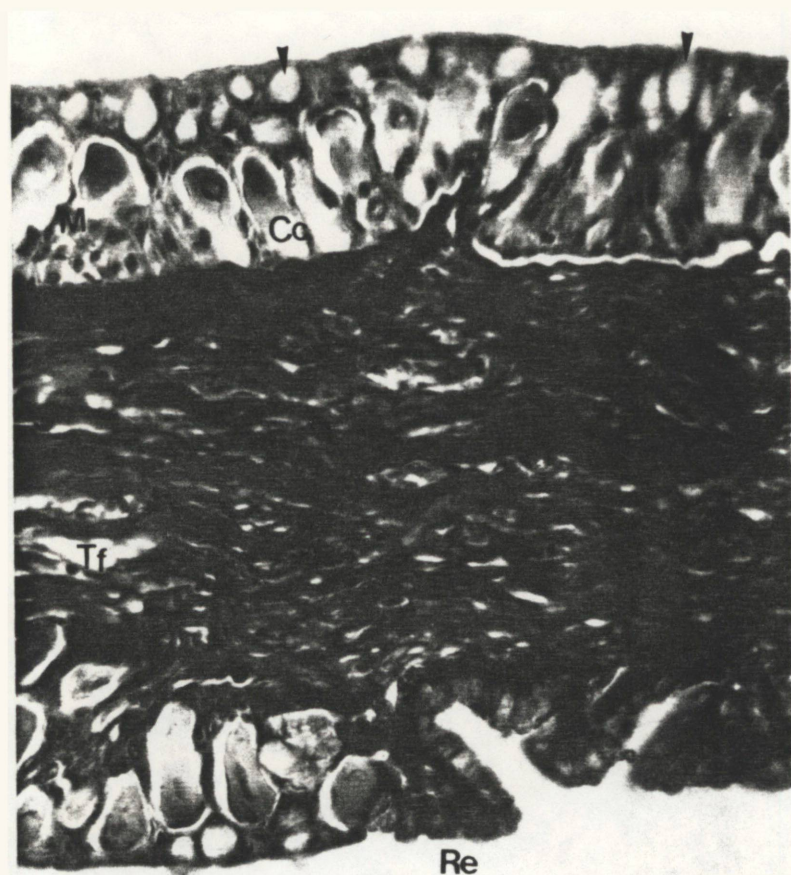


FIGURA 55 - Mucosa do Esôfago
 M - Epitélio da Mucosa do Esôfago
 Cc - Célula Claviforme
 Tf - Tecido Conjuntivo Fibroso
 Re - Região de Transição
 Seta - Célula Mucosa
 Aumento: 576 X
 Coloração: Tricrômico de Masson

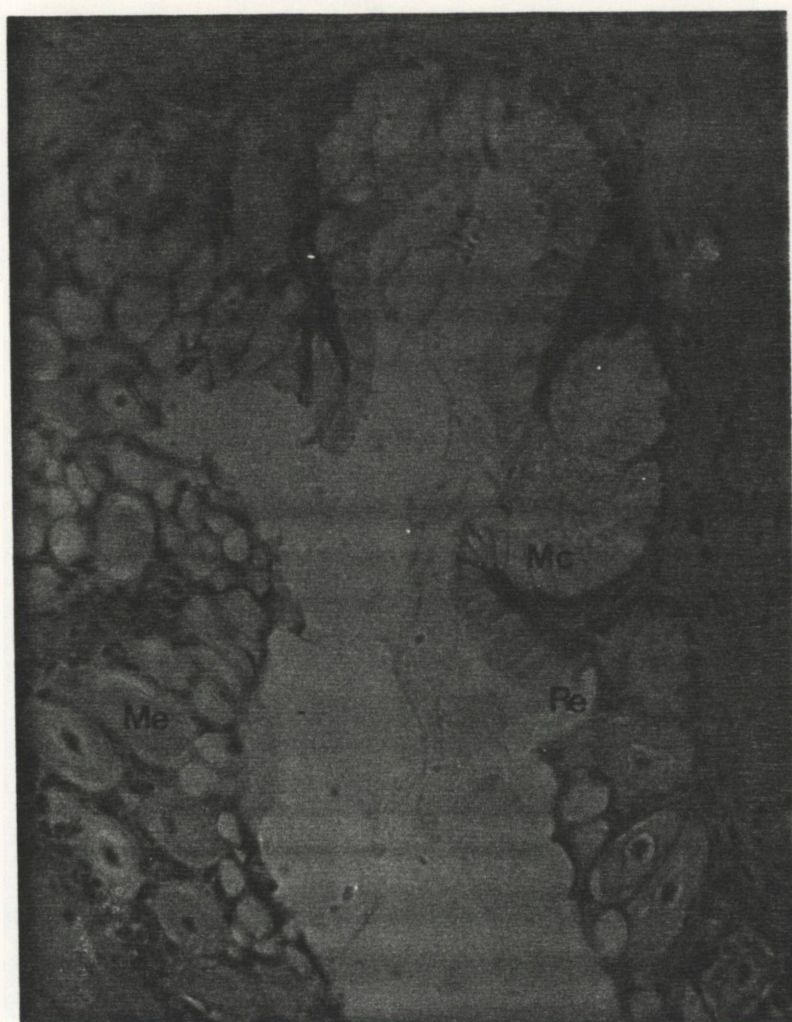


FIGURA 56 - Região de Transição
Esôfago - Cárdica
Me - Epitélio da Mucosa de Esôfago
Mc - Epitélio da Mucosa da Cárdia
Re - Região de Transição
Aumento: 576 X Coloração: HE

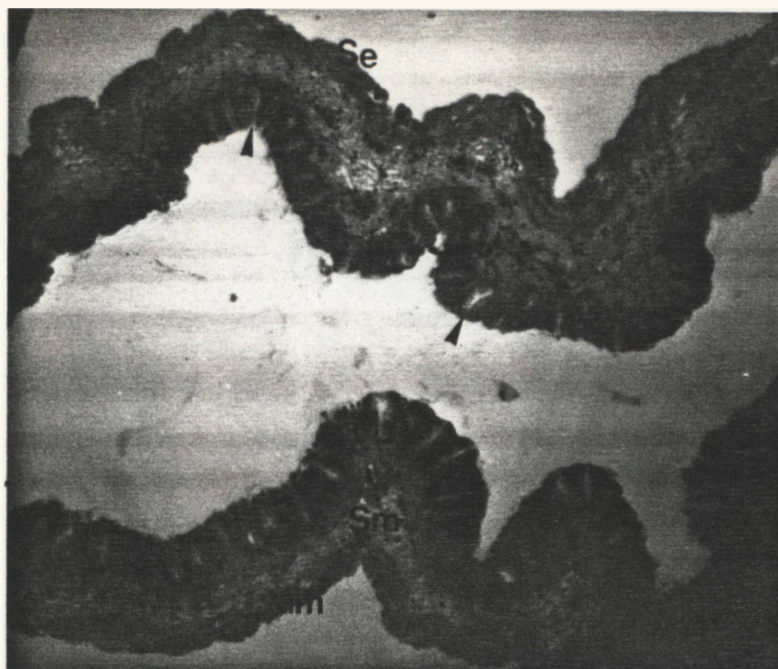


FIGURA 57 - Região Cárdia Anterior
 M - Mucosa Sm - Submucosa Mm - Muscular
 Se - Serosa Seta - Cripa Gástrica
 Aumento: 180 X Coloração: HE

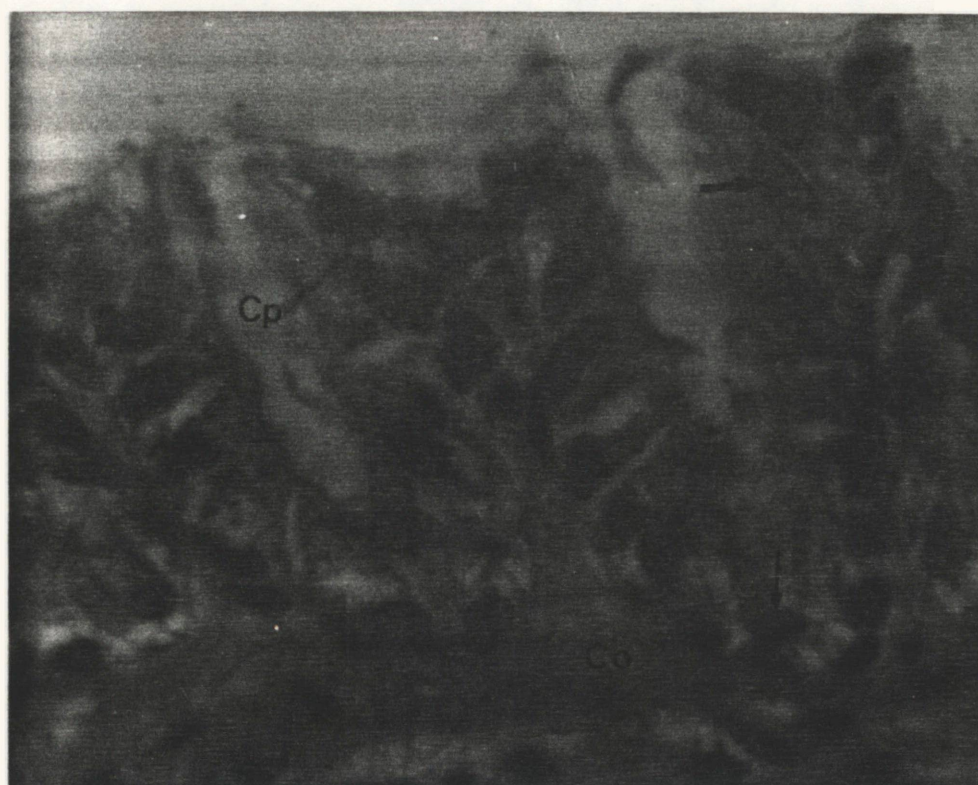


FIGURA 58 - Epitélio da Mucosa Gástrica
 Cp - Cripa Gástrica Co - Cório
 Seta Maior - Células Secretoras de Muco
 Seta Menor - Células Pepsinogênicas e/ou Oxímicas
 Aumento: 1800 X Coloração: HE

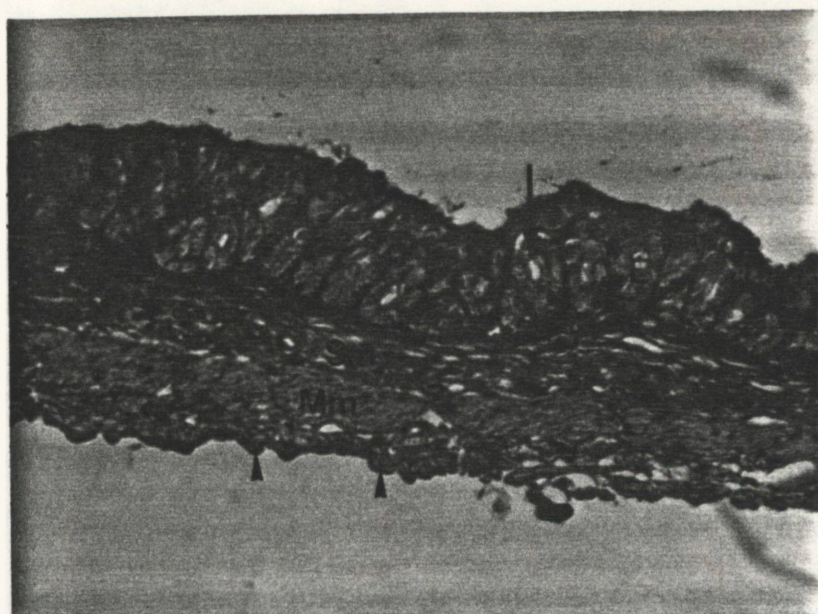


FIGURA 59 - Região Cárdia Anterior
 E - Mucosa Sm - Submucosa Mm - Muscular
 Seta - Cripta Gástrica e Células PAS +
 Seta Menor - Serosa
 Aumento: 268 X Coloração: PAS/Hematoxilina



FIGURA 60 - Região Cárdica Média
 M - Mucosa Sm - Submucosa Mm - Muscular
 Seta - Cripta Gástrica
 Aumento: 180 X Coloração: HE



FIGURA 61 - Região Cárdica Posterior
M - Mucosa Sm - Submucosa
Mm - Muscular Seta - Cripita Gástrica
Aumento: 180 X Coloração: HE

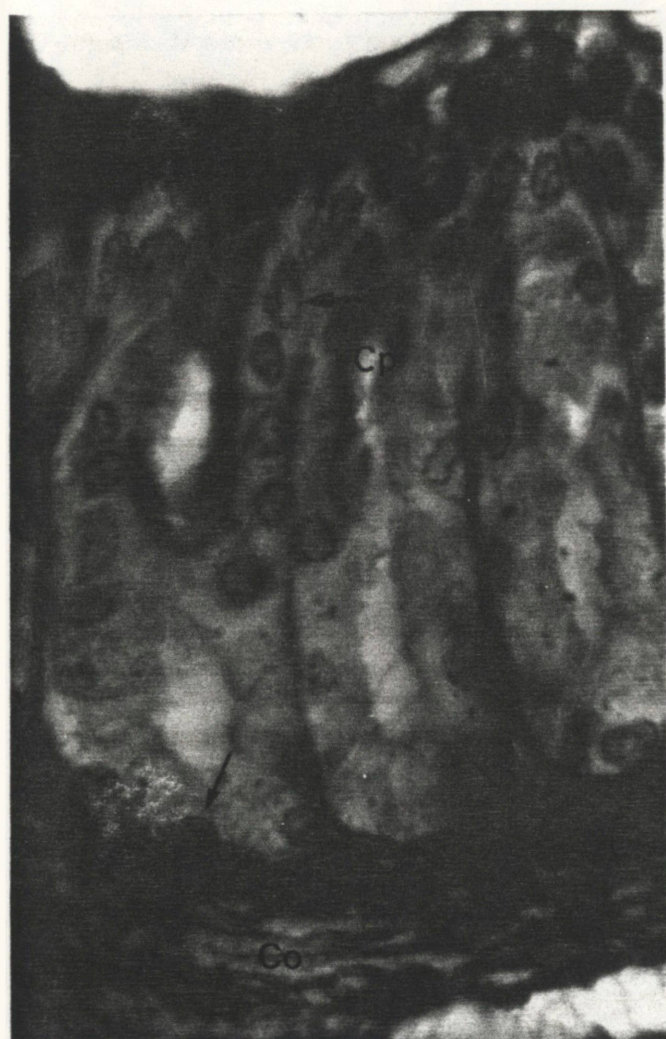


FIGURA 62 - Epitélio da Mucosa na Região Cárdica Posterior

Cp - Cripta Gástrica

Co - Cório

Mb - Região onde se localiza a membrana basal

Seta Maior - Células Secretoras de Muco

Seta Menor - Células Pepsinogênicos e/ou Oxínticas

Aumento: 1800 X

Coloração: PAS/Hematoxilina



FIGURA 63 - Epitélio da Mucosa Gástrica
Cp - Cripta Gástrica
M - Epitélio da Mucosa Gástrica AB pH 2,5
Aumento: 1800 X
Coloração: Alcian Blue pH 2,5

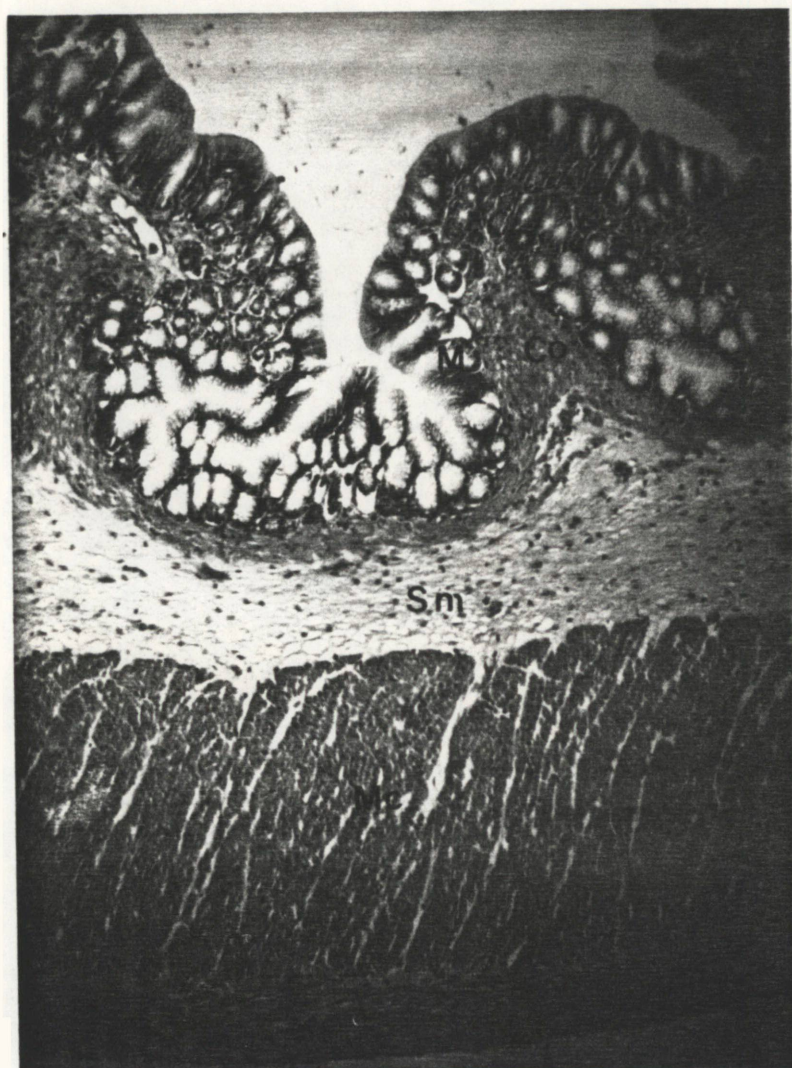


FIGURA 64 - Região Pilórica

M - Epitélio da Mucosa Formando Criptas

Co - Cório Sm - Submucosa

Mc - Muscular Circular Interna

Ml - Muscular Longitudinal Externa

Seta - Serosa

Aumento: 180 X

Coloração: HE



FIGURA 65 - Região Pilórica
 M - Epitélio da Mucosa PAS +
 Sm - Submucosa Cp - Cripta
 Seta - Projeções do Cório
 Aumento: 1400 X
 Coloração: PAS/Hematoxilina

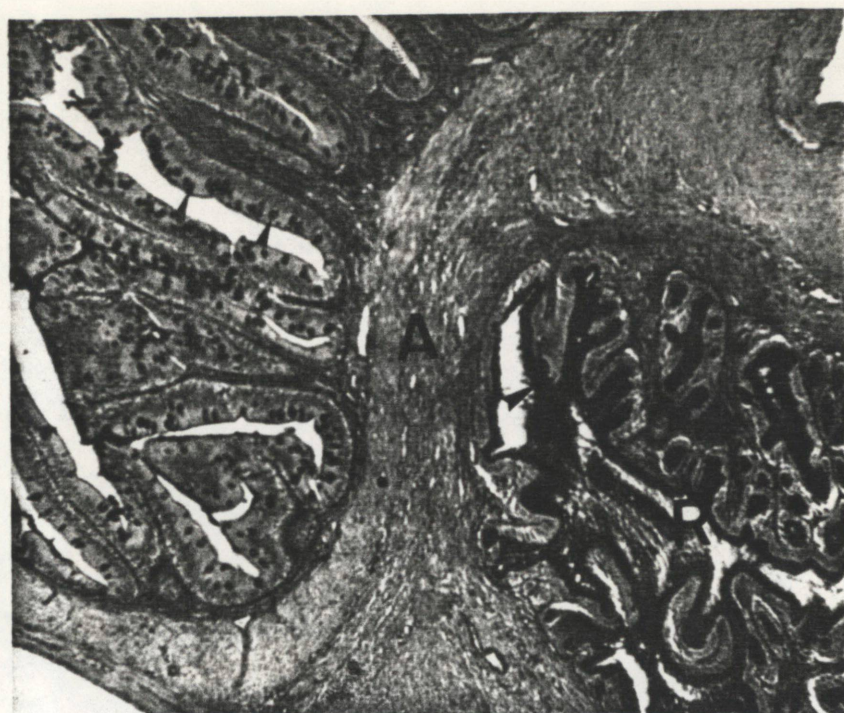


FIGURA 66 - Valva Pilórica
Setas Células Secretoras de Muco PAS +
A - Valva Pilórica R - Região Pilórica
I - Intestino Médio
Aumento: 288 X Coloração: PAS/Hematoxilina



FIGURA 67 - Valva Pilórica
Setas - Células Secretoras de Muco AB pH 2,5 =
A - Valva Pilórica R - Região Pilórica
I - Intestino Médio
Aumento: 288 X Coloração: Alcian Blue pH 2,5



FIGURA 68 - Valva Pilórica
 Setas - Células Secretoras de Muco pH 1,0 +
 A - Valva Pilórica R - Região Pilórica
 I - Intestino Médio
 Aumento: 288 X Coloração: Alcian Blue pH 1,0

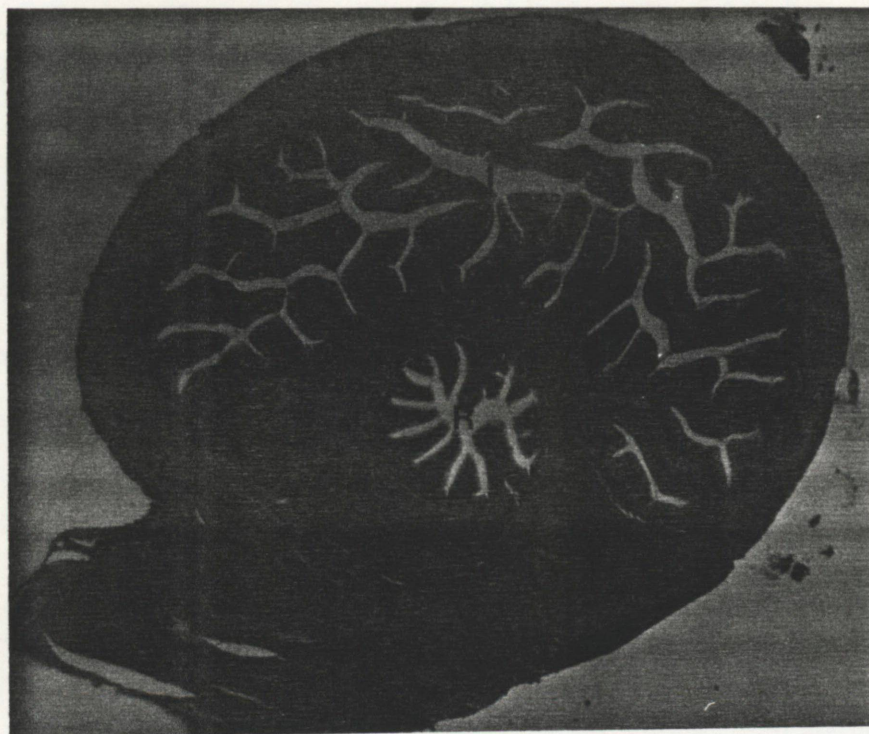


FIGURA 69 - Valva Pilórica
 A - Valva Pilórica R - Região Pilórica
 I - Intestino Médio
 Aumento: 72 X Coloração: HE



FIGURA 70 - Região de Transição
Estômago - Intestino Médio
Ee - Epitélio do Estômago
Ei - Epitélio Intestinal
Seta - Células Caliciformes
Aumento: 576 X Coloração: HE

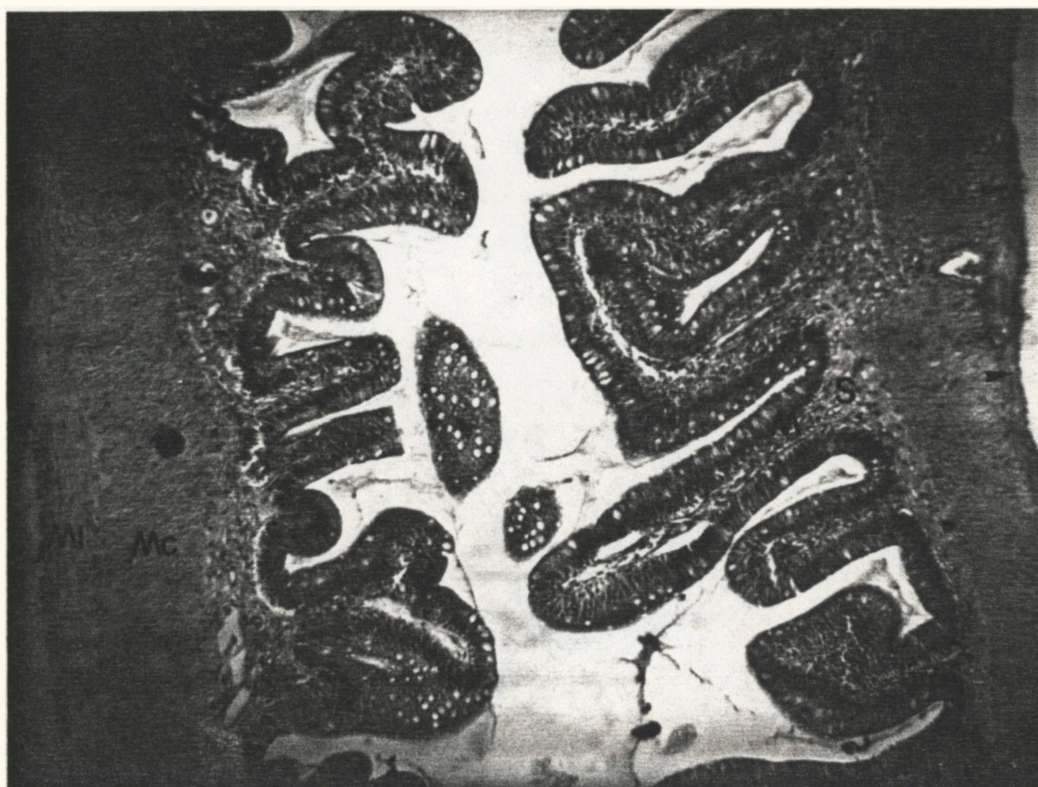


FIGURA 71 - Alça I do Intestino Médio
M - Mucosa Sm - Submucosa
Mc - Muscular Circular Interna
Ml - Muscular Longitudinal Externa
Seta - Serosa
Aumento: 180 X Coloração: HE



FIGURA 72 - Alça II do Intestino Médio
M - epitélio da Mucosa Intestinal
Co - Cório Sm - Submucosa
Mc - Musculár Circular Interna
Ml - Muscular Longitudinal Externa
Seta Menor - Células Caliciformes
Seta Maior - Leucócitos
Aumento: 720 X Coloração: HE

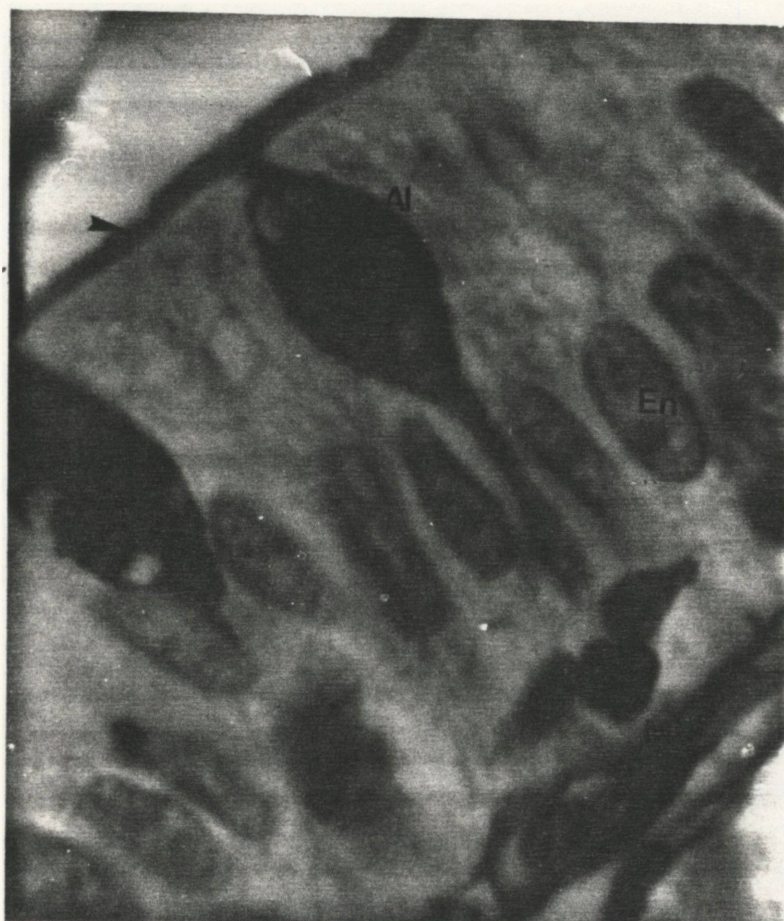


FIGURA 73 - Epitélio da Mucosa Intestinal
Alça II

Al - Células Caliciformes PAS +

En - Enterócitos Mb - Região onde se lo-

Seta - Borda em Escova caliza a memb. basal

Aumento: 2000 X Coloração: PAS/Hematoxilina

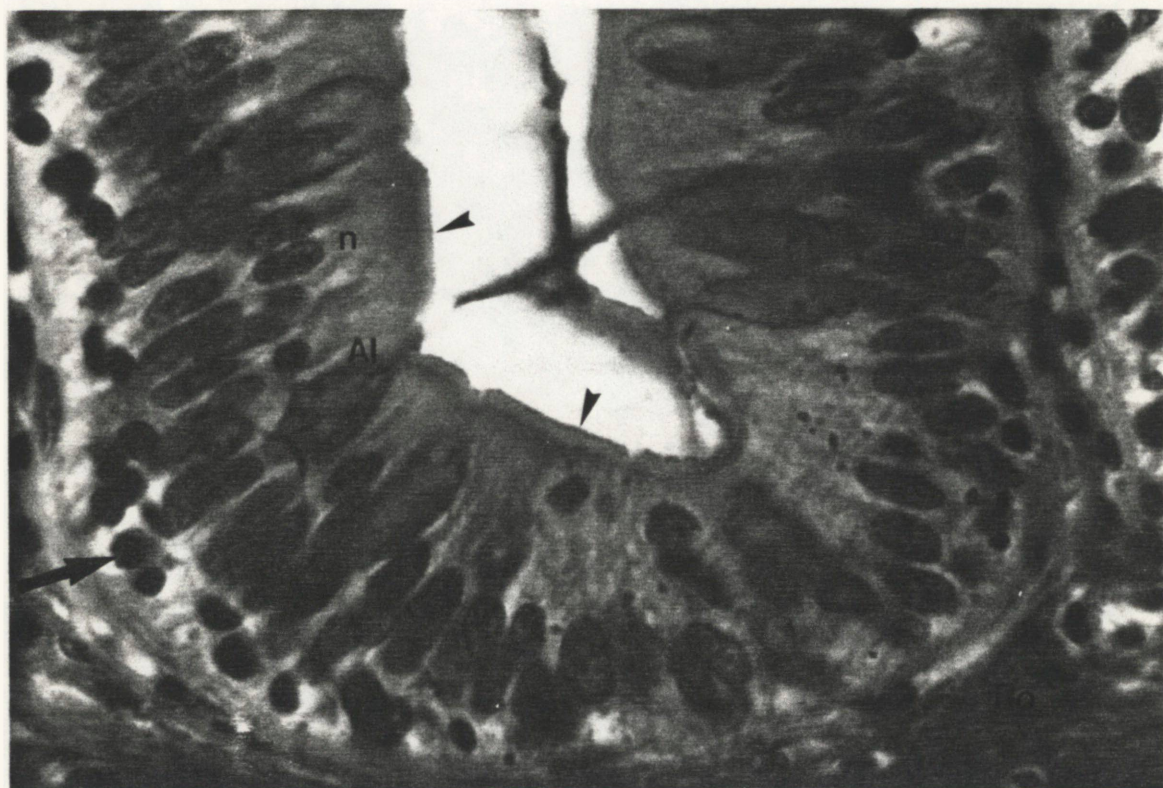


FIGURA 74 - Epitélio da Mucosa Intestinal Alça II
 Al - Célula Caliciforme En - Enterócitos
 Seta Maior - Linfócitos Co - Cório
 Seta Menor - Borda em Escova
 Aumento: 1800 X Coloração: Alcian Blue pH 2,5

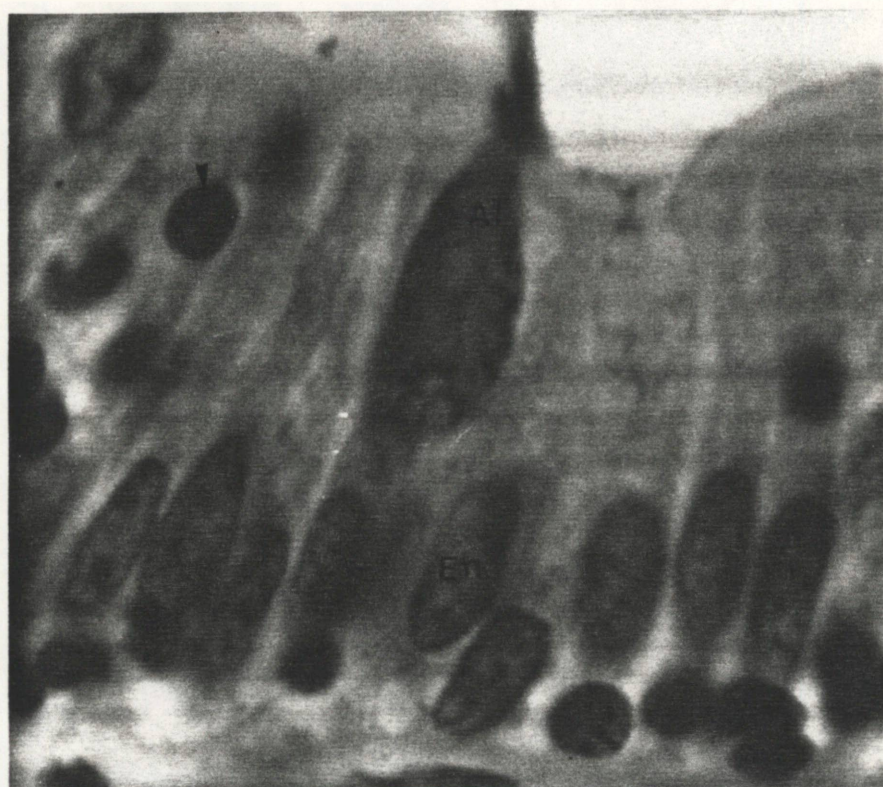


FIGURA 75 - Epitélio da Mucosa Intestinal Alça II
 Al - Célula Caliciforme En - Enterócitos
 Seta - Linfócitos
 Aumento: 2000 X Coloração: Alcian Blue pH 1,0/H

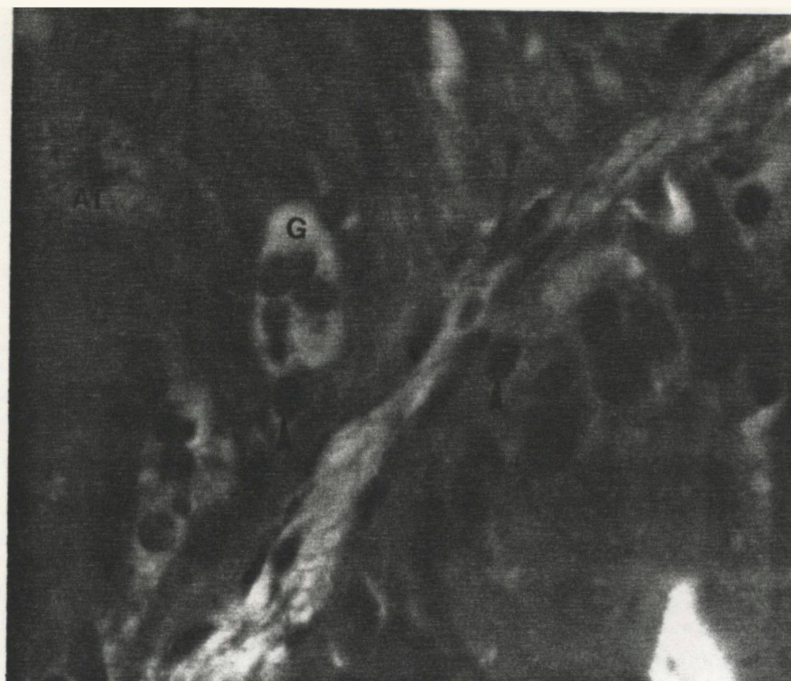


FIGURA 76 - Epitélio da Mucosa Intestinal
 Intestino Médio
 Ai - Célula Caliciforme En - Enterócito
 Seta - Linfócitos G - Célula Granular
 Aumento: 720 X Coloração: HE

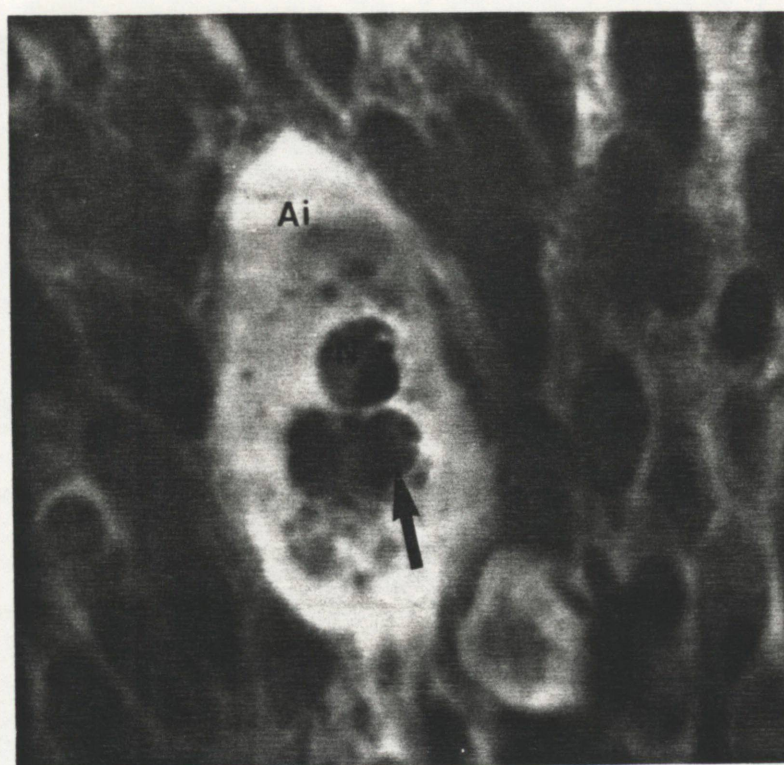


FIGURA 77 - Célula Granular da Mucosa Intestinal
 N - Núcleo P - Citoplasma
 Seta - Grânulos Eosinófilos
 Aumento: 2000 X Coloração: HE

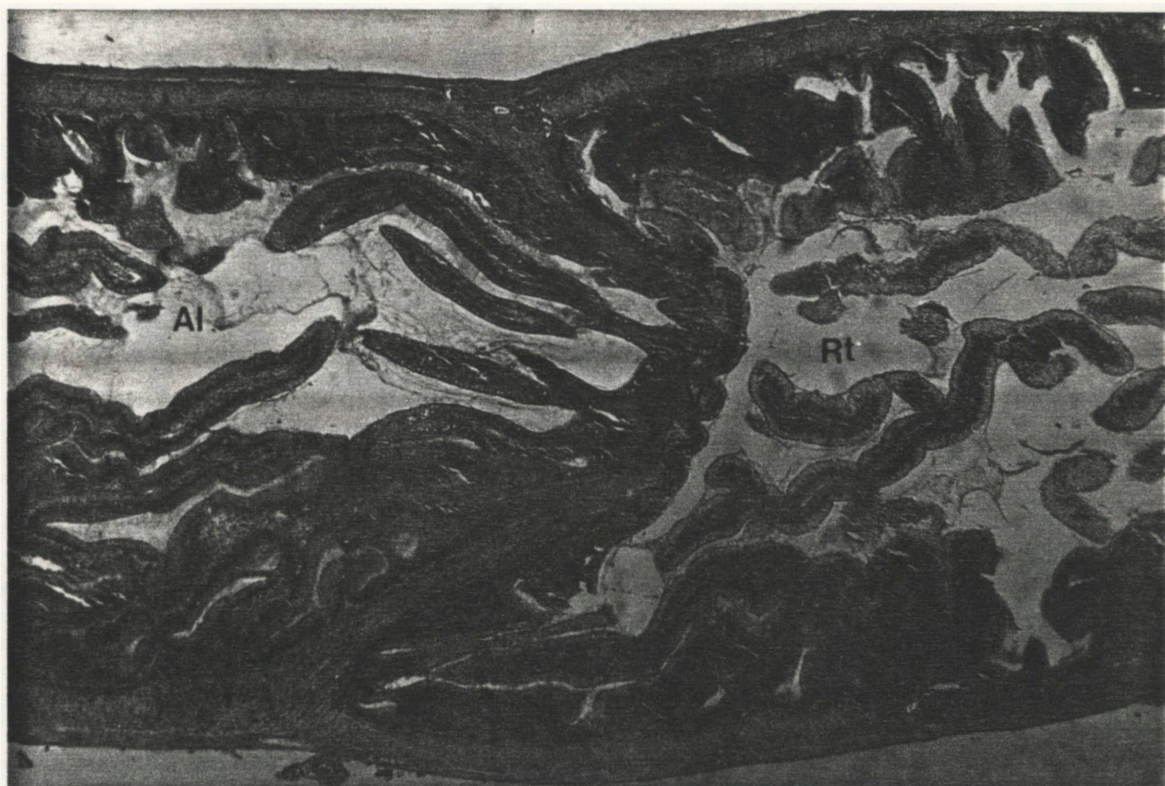


FIGURA 78 - Valva Ileo-Retal
Al - Alça II do Intestino Médio
R - Reto V - Valva Ileo-Retal
Aumento: 72 X Coloração: HE



FIGURA 79 - Parede Intestinal do Reto

M - Epitélio da Mucosa Intestinal

Ro - Cório Sm - Submucosa

Mc - Muscular Circular Interna

Ml - Muscular Longitudinal Externa

Se - Serosa

Setas - Células Caliciformes

Aumento: 576 X Coloração: HE



FIGURA 80 - Epitélio da Mucosa
Intestinal do Reto
Al - Célula Caliciforme
En - Enterócito
Seta - Borda em Escova
Aumento: 1800 X
Coloração: PAS/Hematoxilina

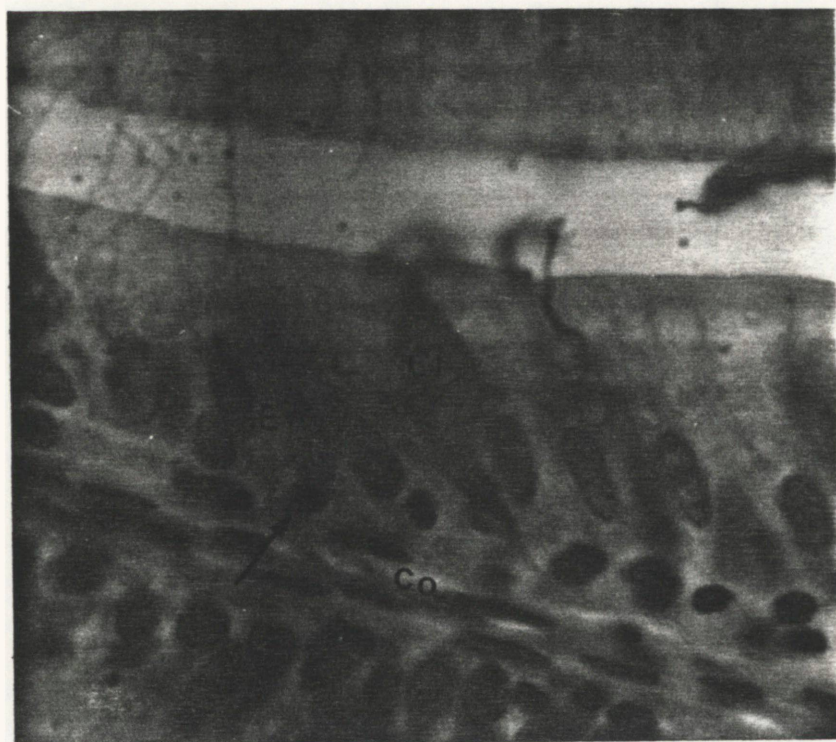


FIGURA 81 - Epitélio Intestinal do Reto
 Al - Célula Caliciforme Ro - Cório
 En - Enterócito Seta - Linfócito
 Aumento: 1800 X
 Coloração: Alcian Blue pH 2,5

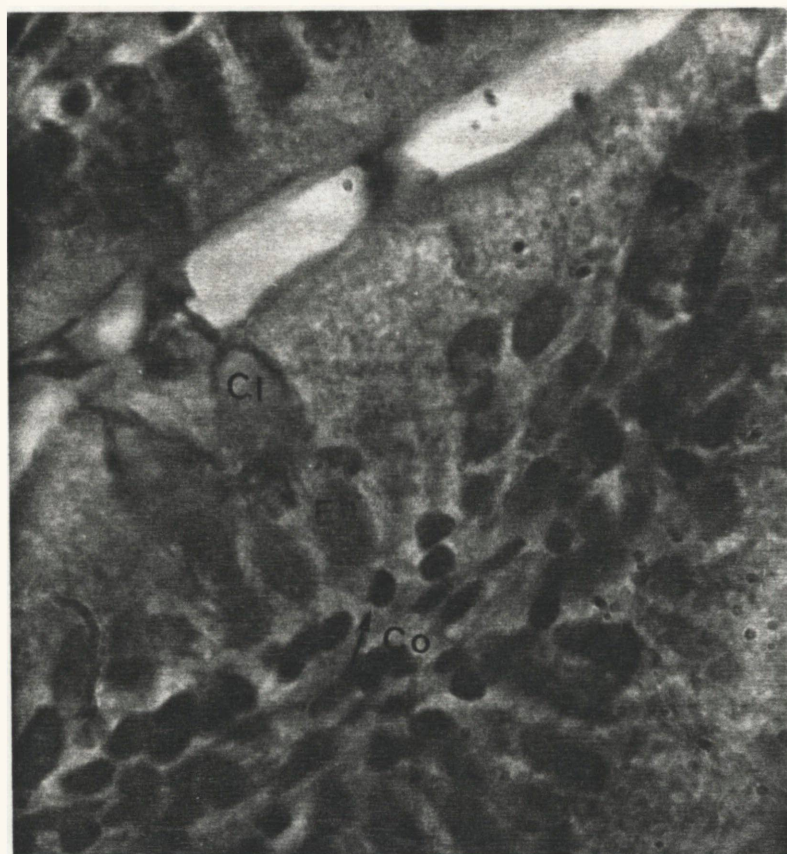


FIGURA 82 - Epitélio da Mucosa
 Al - Célula Caliciforme En - Enterócito
 Ro - Cório Seta - Linfócito
 Aumento: 1800 X
 Coloração: Alcian Blue pH 1,0

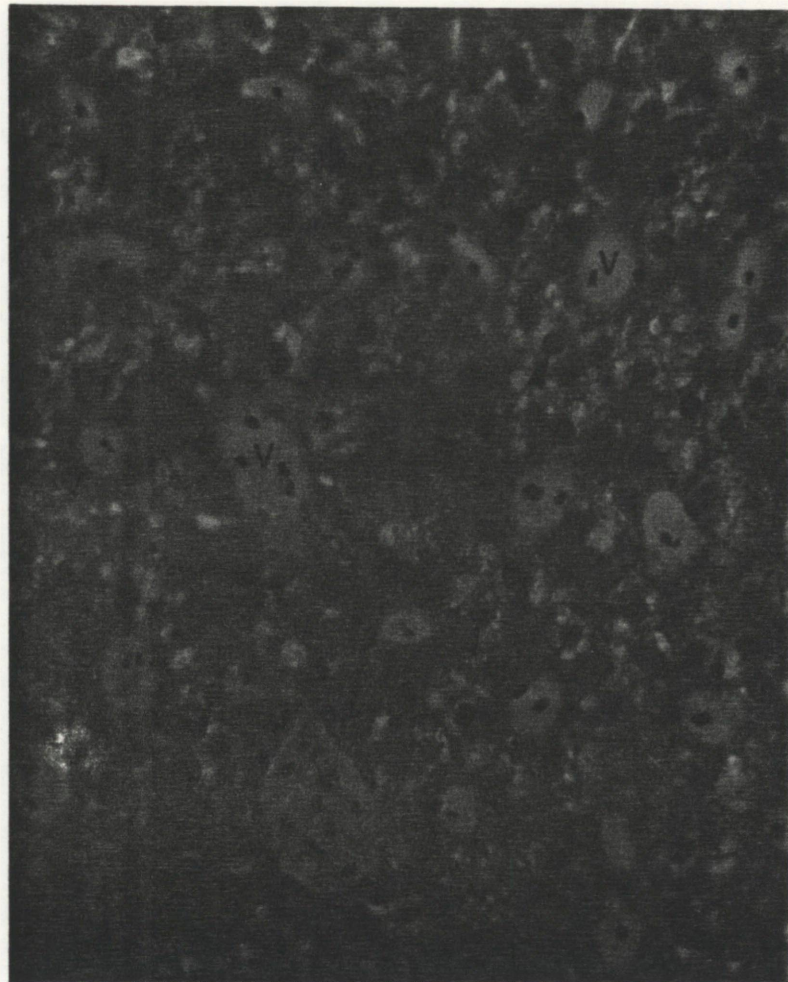


FIGURA 83 - Vista Parcial do Tecido Fígado
V - Vasos Sanguíneos Setas - Hepatócitos
Aumento: 576 X Coloração: HE

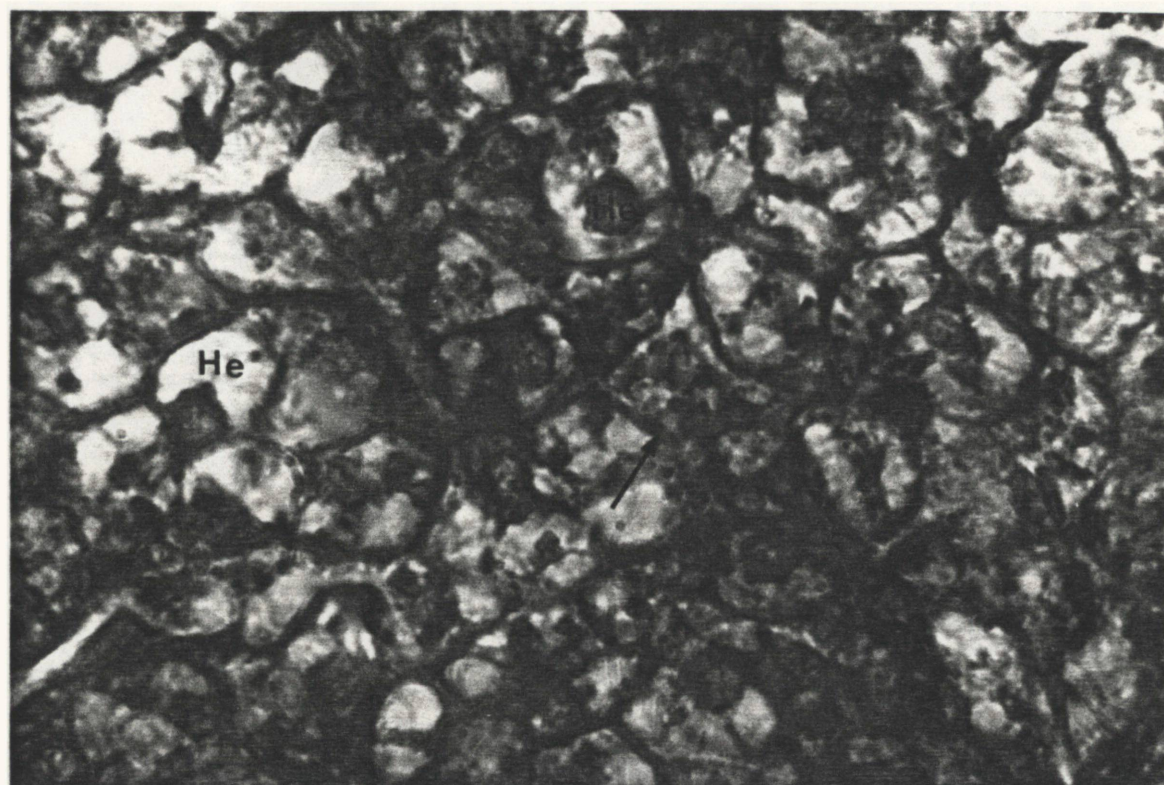


FIGURA 84 - Identificação de Glicogênio no Fígado
He - Hepatócitos Setas - Grânulos de Glicogênio
Aumento: 1800 X Coloração: PAS / Verde Luz



FIGURA 85 - Região Hepática com Tecido Pancreático
 H - Tecido Hepático Ve - Veia D - Ducto
 Ar - Artéria Seta - Tecido Pancreático
 Aumento: 113 X Coloração: HE

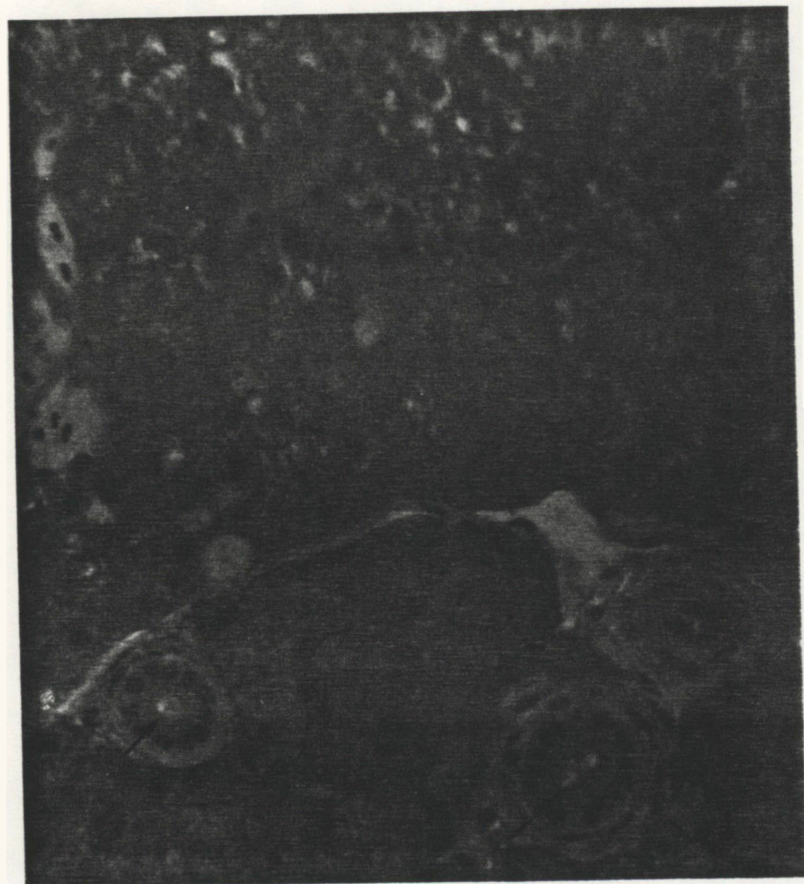


FIGURA 86 - Fígado contendo Tecido Pancreático
 H - Tecido Hepático P - Tecido Pancreático
 Setas - Ductos Hepáticos
 Aumento: 576 X Coloração: HE

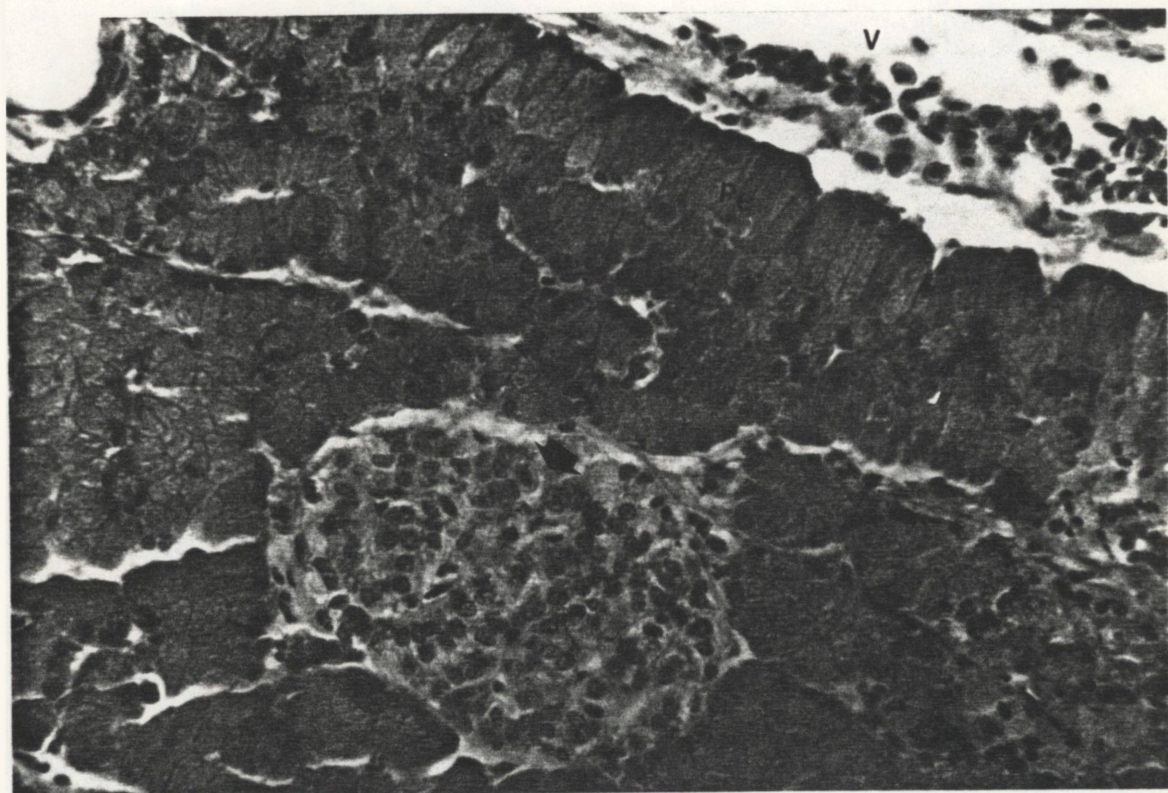


FIGURA 87 - Pâncreas Exócrino e Endócrino
 Pe - Células Pancreáticas Exócrinas
 V - Vaso Sanguíneo Seta - Ilhota de Langerhans
 Aumento: 576 X Coloração: HE

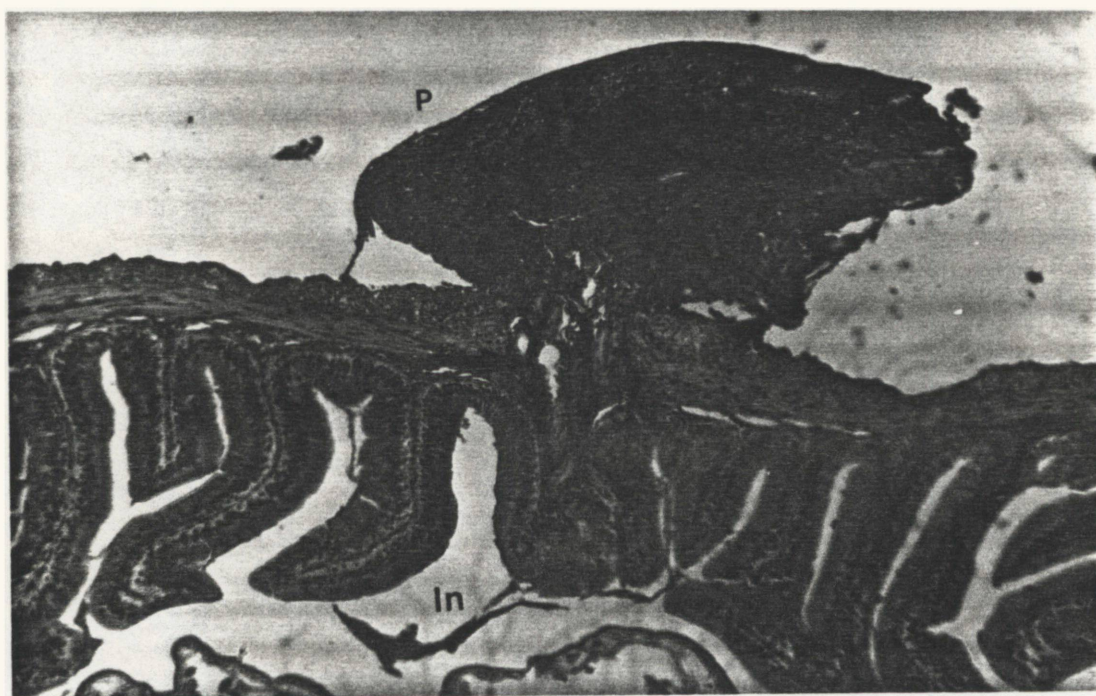


FIGURA 88 - Região de Comunicação entre Pâncreas e
Intestino Médio
P - Pâncreas Im - Intestino Médio, Alça I
Aumento: 576 X Coloração: Alcian Blue pH 2,5

Tabela 02 - Localização de Carboidratos no Aparelho Bucal e Intestino Cefálico de *Trichonectes* sp.

Orgãos e Estruturas	Tipo Celular ou Tecido	PAS	AF pH 2,5	AF pH 1,0	AF pH 2,5 + PAS	AF pH 1,0 + AF pH 2,5
Barbilhão Nasal	Célula mucosa alongada	+++	---	+	---	---
	Célula mucosa globosa	+++	---	+	---	---
	Célula claviforme	0	+	0	0	0
	Tecido cartilaginoso	+++	+	++	+	+
Barbilhão Maxilar Superior	Célula mucosa alongada	+++	+	+	+	+
	Célula mucosa globosa	+++	+	+	+	+
	Célula claviforme	0	+	0	0	0
	Tecido cartilaginoso	+++	+	++	+	+
Barbilhão Maxilar Inferior	Célula mucosa alongada	+++	---	---	---	---
	Célula mucosa globosa	+++	---	---	---	---
	Célula claviforme	0	+	0	0	0
	Tecido cartilaginoso	+++	+	++	+	+
Lábio Superior	Célula mucosa	+++	---	---	---	---
	Célula claviforme	0	0	0	0	0
Lábio Inferior	Célula mucosa	+++	+	++	+	+
	Célula claviforme	0	0	0	0	0
Assoalho da Cavidade Bucal	Célula mucosa	++	++	++	+	+
	Célula claviforme	0	0	0	0	0
Teto da Cavidade Bucal	Célula mucosa	+++	+++	+++	+	+
	Célula claviforme	0	0	0	0	0

Tabela 03 - Localização de Carboidratos no Intestino Celorático de *Trichonectes* sp.

Orgão e Estruturas	Tipo Celular	PAS	AF pH 2,5	AF pH 1,0	AF pH 2,5 + PAS	AF pH 1,0 + AF pH 2,5
Esôfago	Célula mucosa	++	+++	+	+	+
	Célula claviforme	0	0	0	0	0
Cárdia Anterior do Estômago	Células cilíndricas de revestimento	+	---	---	---	---
Cárdia Média do Estômago	Células cilíndricas de revestimento	++	---	---	---	---
Cárdia Posterior do Estômago	Células cilíndricas de revestimento	+++	---	---	---	---
Cecal e Pilórica do Estômago	Células cilíndricas de revestimento	+++	---	---	---	---
Alça I do Intestino Médio	Célula caliciforme	+	+++	+	++	++
Alça II do Intestino Médio	Célula caliciforme	+	+++	+	++	++
Reto	Célula caliciforme	++	+++	+	+	+
Fígado	Hepatócitos	+	0	0	0	0

AF = Alcian Blue

++ = Reação moderada

+++ = Reação intensa

0 = Ausente

3.2 - Ultraestrutura

3.2.1 - Aparelho Bucal

Foram investigados, através da microscopia eletrônica de varredura, a superfície da epiderme dos barbilhões, maxilar superior, inferior e dos lábios superior e inferior.

- Barbilhões

Embora existam algumas diferenças, principalmente quanto a distribuição de algumas células e estruturas, os barbilhões são muito semelhantes quando comparada a superfície externa e interna da epiderme que os reveste.

Todos são revestidos por uma camada de células superficiais poliédricas, bem delimitadas e de tamanho irregular (FIGURA 96). Um grande número de aberturas das células mucosas é observado entre as células da camada superficial da epiderme. Estes encontram-se espalhados por toda a superfície dos barbilhões (FIGURA 89 e 90). Nos barbilhões nasais nota-se que se apresentam com diâmetros diferentes e no barbilhão maxilar superior, são encontrados em maior quantidade. No entanto, em praticamente todas as aberturas foi possível identificar a liberação de substância mucosa. (FIGURA 89 e 90)

Os botões gustativos encontrados nos barbilhões, são caracterizados pela projeção de seus prolongamentos celulares. Estes juntamente com algumas células que revestem a epiderme, formam uma saliência na superfície da epiderme facilmente identificada. No ápice desta estrutura, observa-se a formação de

uma pequena abertura, de onde emergem alguns prolongamentos das células receptoras internas. (FIGURA 91)

Nos barbilhões maxilares inferiores, os botões gustativos são maiores e mais altos, quando comparados com aqueles encontrados nos outros barbilhões. De outra forma, os prolongamentos das células claras receptoras localizadas no ápice do botão gustativo são mais proeminentes nos barbilhões maxilares superior e nasal.

Os botões gustativos encontram-se distribuídos por todo o epitélio dos barbilhões. No entanto, aparentemente concentram-se mais na face ventral. (FIGURA 89)

-Lábio Superior e Inferior

Nos lábios superior e inferior de *Trichomycterus* sp., o padrão das células superficiais que revestem a epiderme, na região mais externa dos lábios, assemelha-se e àquele encontrado nos barbilhões. As células são poligonais, mas o contorno celular não é muito evidente e aparecem algumas alterações na superfície do tecido de revestimento. (FIGURA 92 e 93)

Os botões gustativos encontrados na região mais externa dos lábios assemelham àqueles encontrados nos barbilhões. À medida que alcançamos a região mais interna dos lábios, observamos 2 alterações bastante evidentes. As células que revestem o epitélio da mucosa, formam uma superfície extremamente irregular, dando uma aparência enrugada ao epitélio, formando também fendas por toda a superfície (FIGURA 92 e 93). As células que formam a

camada superficial e que reveste a mucosa, não são mais delimitadas, confundindo-se com as pequenas dobras ali encontradas e as aberturas das células mucosas também não são visualizadas. (FIGURA 93)

Os botões gustativos encontrados nos lábios de *Trichomycterus* sp., compondo o lábio propriamente dito, são bastante diferenciados, quando comparados com aqueles encontrados na região externa aos lábios e nos barbilhões. Apresentam uma elevação na superfície do epitélio, sem ocorrer entretanto, a formação da abertura no ápice, e os prolongamentos das células receptoras não podem ser identificados. (FIGURA 93)

Tanto no lábio superior como no inferior, os botões gustativos são distribuídos em grupos de 4, 5 ou mais, entre as fendas e depressões do epitélio. (FIGURA 92)

3.2.2 - Intestino Cefálico

- Áreas Dentígeras Orais Superior e Inferior

A área dentígera oral superior localiza-se posteriormente ao lábio superior, e estende de uma comissura à outra. É formada por denticulos que variam em tamanho, dependendo da região em que se encontram. (FIGURA 94 e 94)

Todos os denticulos encontrados estão voltados em direção ao interior da cavidade bucal. Aqueles que se encontram próximos à região da valva oral, e portanto mais internos, são maiores, mais alongados do que os mais externos, que além de menores são mais

espessos e afilam rapidamente (FIGURA 94). À medida que se aproxima a região lateral da área dentígera, os centiculos diminuem de tamanho e espessura e são mais espalhados (FIGURA 95). A área dentígera oral inferior apresenta duas diferenças em relação à superior. Não é contínua ou seja não existem denticulos na porção mediana (FIGURA 04). Os denticulos são menores, em menor número e mais espalhados. No entanto, a diferenciação no tamanho dos denticulos, ocorre da mesma forma como descrito para a área dentígera oral superior, e todos encontram-se também voltados para o interior da cavidade bucal. (FIGURA 96)

O padrão do epitélio encontrado entre os denticulos, tem as mesmas características encontradas e descritas para os lábios. (FIGURA 94, 95 e 96)

Os botões gustativos, são distribuídos aleatoriamente entre os denticulos, e apresentam as mesmas características descritas para os lábios. No entanto, os prolongamentos das células receptoras, embora pequenos, podem ser melhor visualizados nesta região. (FIGURA 97)

- Valvas Orais

As células superficiais do epitélio de revestimento das valvas orais superior e inferior, apresentam basicamente as mesmas características. Quanto à forma e tamanho são irregulares, bem delimitadas, podendo-se identificar 2 tipos de células : uma apresenta a superfície escura, enquanto a outra tem a superfície clara. Não existe no entanto, diferenciação significativa quanto

à sua distribuição, embora as células escuras pareçam predominar mais na valva oral inferior. (FIGURA 99)

As aberturas das células mucosas, são pouco encontradas na valva oral inferior e mais abundantes na valva oral superior (FIGURA 98, 99 e 100). O mesmo ocorre com relação aos botões gustativos, que estão ausentes na valva oral inferior.

Na valva oral superior, que parece ser mais espessa, os botões gustativos encontram-se espalhados pela sua superfície dorsal (FIGURA 98). São baixos em determinadas regiões e apresentam abertura no ápice da estrutura, onde podem ser identificados os pequenos prolongamentos das células receptoras internas. (FIGURA 100)

- Assoalho da Cavidade Bucal

O assoalho da cavidade bucal é caracterizado por apresentar os mesmos tipos celulares descritos nas valvas orais, e pela grande quantidade de aberturas das células mucosas, maiores, que são encontrados entre as células que revestem a mucosa. (FIGURA 101)

Os botões gustativos estão muito espalhados, e quando encontrados, são baixos e largos. Os prolongamentos das células receptoras internas praticamente não podem ser identificados.

A língua, estrutura encontrada na região anterior do assoalho e descrita em microscopia de luz, não foi estudada ao nível do microscópio eletrônico de varredura.

- Teto da Cavidade Bucal

O tipo de epitélio observado no teto da cavidade bucal é semelhante ao encontrado no assoalho e valvas orais (FIGURA 102). Em relação à distribuição das aberturas das células mucosas estas se encontram em menor quantidade se comparado com o assoalho da cavidade bucal.

No teto, podem ser observadas algumas pregas longitudinais baixas, que percorrem toda a sua extensão e sobre estas, é encontrada a maior parte dos botões gustativos. Estes são baixos, diferem significativamente daqueles encontrados no assoalho. Apresentam a abertura apical bastante evidente, de onde emergem pequenos prolongamentos das células claras receptoras. (FIGURA 103)

- Faringe

A faringe em *Trichomycterus* sp. foi dividida para estudos em: faringe mastigatória, representada pelas áreas dentígeras faríngeanas superior e inferior e a região entre as áreas dentígeras que apresentam continuação com o esôfago e faringe respiratória. Esta compreende a cavidade opercular, onde se encontram os arcos branquiais.

A área dentígera faríngeana superior é dividida em 2 pequenas áreas dentígeras laterais, separadas por um espaço largo, onde são observadas pregas altas e sinuosas (FIGURA 04 e 107). Os denticulos encontrados nestas regiões, são voltados para o plano mediano da cabeça, formando de 4 a 5 fileiras, onde os

mediais são maiores que os laterais (FIGURA 104). O epitélio de revestimento é muito semelhante ao encontrado nas áreas dentígeras orais. É irregular, formando pequenas dobras onde se encontram os botões gustativos. Grandes e profundas fendas abrigam os denticulos, de onde emergem. (FIGURA 104 e 105)

A área dentígera faríngea inferior está localizada sobre uma elevação mediana, encontrada no teto da primeira porção da faringe. Esta elevação se dispõe justamente entre as áreas dentígeras faríngeas superiores (FIGURA 04 e 105). Nas suas regiões laterais, encontram-se os denticulos da área dentígera faríngea inferior, coincidindo com os denticulos localizados nas áreas dentígeras faríngeas superiores, sendo mais longos e mais estreitos. (FIGURA 105)

O epitélio que reveste a mucosa, é praticamente o mesmo, se comparado com o das áreas dentígeras faríngeas superiores.

Os botões gustativos encontram-se em grande quantidade nesta região, formando uma estrutura diferente daquela observada nos botões gustativos descritos anteriormente. O epitélio, apesar de apresentar diversas dobras em toda sua extensão, forma uma dobra maior em torno dos botões gustativos, a qual circunda a abertura do botão, protegendo o seu ápice. Neste, encontram-se os prolongamentos citoplasmáticos das células receptoras internas (FIGURA 106). As aberturas das células mucosas e o limite das células epiteliais não são observados. (FIGURA 106)

A região que divide a área dentígera faríngea superior, descrita anteriormente, apresenta um epitélio de revestimento com as mesmas características descritas para as áreas dentígeras

faringeanas.

Os botões gustativos estão mais espalhados nesta região, semelhantes àqueles descritos para as áreas dentígeras faringeanas. Da mesma forma, não são identificadas as aberturas os poros das células mucosas nesta região nem a delimitação entre as células epiteliais. (FIGURA 108 e 109)

A medida que se afasta das áreas dentígeras faringeana e se aproxima do esôfago, as dobras do epitélio vão se desfazendo e este apresenta-se semelhante ao encontrado no teto e no assoalho da cavidade bucal. Sobre as pregas, são encontrados diversos botões gustativos, baixos e característicos desta região. Podem ser identificados aqui a abertura das células mucosas e em alguns a delimitação entre as células superficiais. (FIGURA 110)

3.2.3 - Intestino Anterior

- Esôfago

A superfície epitelial da mucosa que reveste o esôfago diferencia-se gradualmente em relação à faringe. Podemos observar que todas as dobras e pregas encontradas na faringe, convergem para formar as pregas longitudinais do órgão. (FIGURA 04)

Numa análise mais detalhada da superfície luminal do órgão, verifica-se que na sua porção oral existem botões gustativos. Estes são arredondados, proeminentes, em pequeno número e distribuídos espaçadamente. Pode-se observar nestas estruturas a existência da porção apical contendo os prolongamentos das células receptoras internas. (FIGURA 110)

As células que revestem superficialmente o epitélio, na porção anterior, tem as características daquelas descritas na faringe. No entanto, se observarmos mais adiante em sentido aboral, as células superficiais aparecem delimitadas, os botões gustativos são mais baixos e menos proeminentes. Nesta região, estão nítidos a abertura das células mucosas, presentes em grande quantidade. (FIGURA 110)

Na passagem da região posterior do esôfago para a cárdia anterior do estômago, observa-se que as células que revestem o epitélio da mucosa, alteram sua forma. De célula grande e limitada nas suas bordas, caracterizando as células de revestimento do epitélio, passam a apresentar uma forma bastante diferente. A sua superfície é convexa, e os limites entre uma célula e outra, são representados por uma estreita fenda entre elas, não existem mais limites precisos. A transição do tipo de epitélio é abrupta, formando uma região limite bastante nítida. (FIGURA 115 D)

- Estômago

Quando observamos a superfície da mucosa do estômago, e comparamos as células que a revestem superficialmente, notamos que estas apresentam praticamente o mesmo padrão, no referente à sua forma e distribuição. (FIGURA 115)

Através da análise das eletromicrografias resultantes da varredura, foi possível evidenciar perfeitamente o contorno das células cilíndricas do epitélio da mucosa do estômago. Observa-se

que de forma geral não há nenhum padrão de distribuição. Sua superfície luminal pode apresentar-se com formato poligonal, arredondado, alongado ou fusiforme e os tamanhos variam entre si. (FIGURA 115)

Distribuídos por toda a superfície epitelial, são facilmente visualizadas as aberturas das criptas gástricas. Em torno destas aberturas as células epiteliais apresentam forma mais alongada na superfície luminal, e algumas vezes parecem circundar esta região (FIGURA 111 e 115). No interior da abertura das criptas, distingue-se como estrutura bastante clara a substância secretada e lançada na luz do órgão. (FIGURA 114)

- Valva Pilórica

Na região de transição entre o estômago e o intestino, a valva pilórica é observada internamente. Podemos perceber facilmente a projeção da parede do órgão, em direção à sua luz, formando a valva que apresenta a superfície epitelial nitidamente diferenciada daquela descrita para o estômago. Esta é revestida pelo mesmo epitélio que cobre a mucosa da alça I do intestino médio. (FIGURA 112 e 116 D). Na região de transição, como ocorre entre esôfago e estômago, a mudança de tipo de epitélio é abrupta, formando também uma região limite muito nítida (FIGURA 113).

3.2.4 - Intestino Médio e Reto

Quando comparamos a superfície apical das células cilíndricas

das diferentes regiões do intestino de *Trichomycterus* sp. (alça I, alça II e reto), podemos verificar que em apenas algumas porções da alça II e reto), é possível observar o limite entre as células. (FIGURA 116A e 116B). A abertura das células caliciformes é evidenciada pela presença de secreção mucosa, representada por pequenas estruturas esféricas e brancas (FIGURA 116B e 116C). No entanto na alça II e reto notamos presença de grande quantidade de abertura mais evidentes se comparado com outras porções do intestino. (FIGURA 116A II e 116B)

Quando analisado o reto, além das aberturas das células caliciformes descritas acima, foram também observadas grandes estruturas arrencoadas. Estas presentes apenas no reto, apresentam na sua superfície digitações, que as distinguem da substância mucosa liberada pelas células caliciformes. São encontradas apenas em algumas regiões do epitélio. (FIGURA 116 B). Os enterócitos individualizados são identificados por bordas mais salientes destacando uma estrutura poliédrica na superfície do epitélio (FIGURA 116C).

3.2.5 - Valva Íleo - Retal

A valva íleo-retal, que delimita o intestino médio e o reto, facilmente visualizada quando observada a luz do órgão.

Observa-se que é formada pela projeção da parede, formando várias pregas, as quais projetam-se em direção à luz do órgão, no sentido aboral (FIGURA 116 E) e, quando comparada com a valva pilórica, nota-se que são diferentes.

A valva ileo-retal forma uma estrutura mais uniforme e proeminente, determinada pela fusão das pregas do intestino nesta região. (FIGURA 116 E)

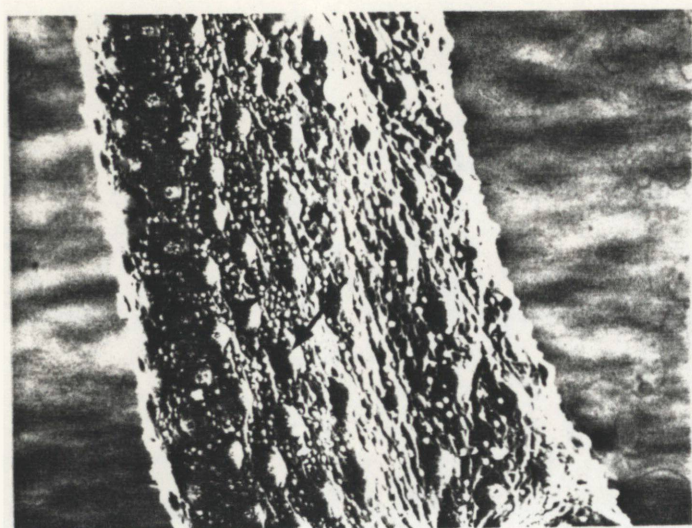


FIGURA 89 - Barbilhão
Maxilar Superior
Seta Maior: Botão Gustativo
Seta Menor: Muco
M.E. de Varredura
Aumento : 798 X



FIGURA 90 - Barbilhão Nasal
Seta Maior - Célula Epitelial
Superficial
Seta Menor - Abertura da
Célula Mucosa
M.E. de Varredura
Aumento : 1.038 X

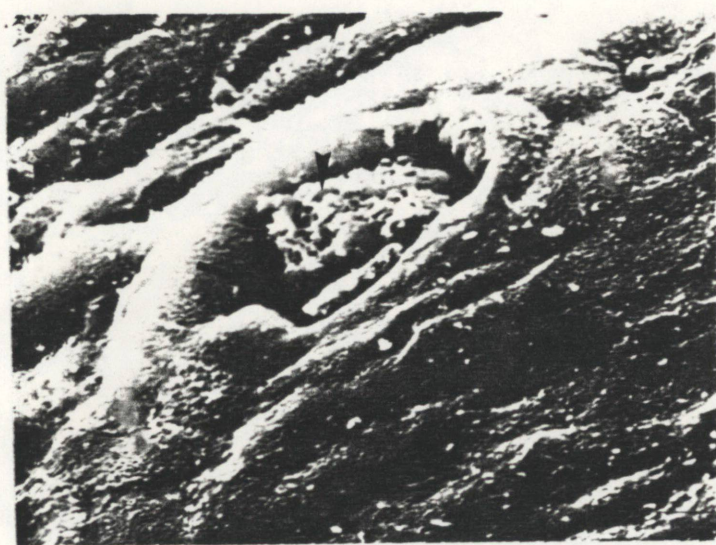


FIGURA 91 - Botão Gustativo em
Barbilhão Maxilar Inferior
Seta Maior - Abertura Apical
Seta Menor - Prolongamento das Células
Receptoras Internas
M.E. de Varredura Aumento : 2.065 X

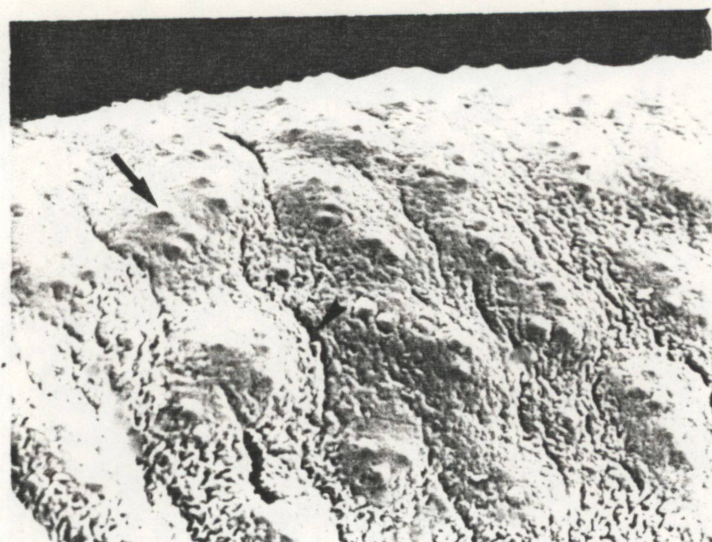


FIGURA 92 - Ultraestrutura Superficial
em Lábio Superior
Seta Maior - Botões Gustativos
Seta Menor - Fendas Labiais
M.E. de Varredura Aumento: 87 X



FIGURA 93 - Ultraestrutura do Botão Gustativo em
Lábio Inferior
Seta - Porção Apical do
Botão Gustativo
M.E. de Varredura Aumento: 1.236 X

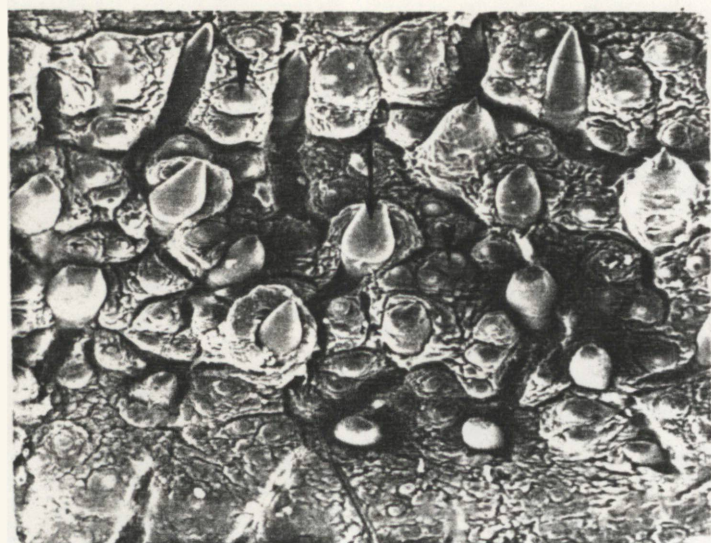


FIGURA 94 - Área
Dentígera Oral Superior
(ADOS), Região Medial
Seta Maior : Denticulos
Seta Menor : Botões
Gustativos
M.E. de Varredura
Aumento : 79 X

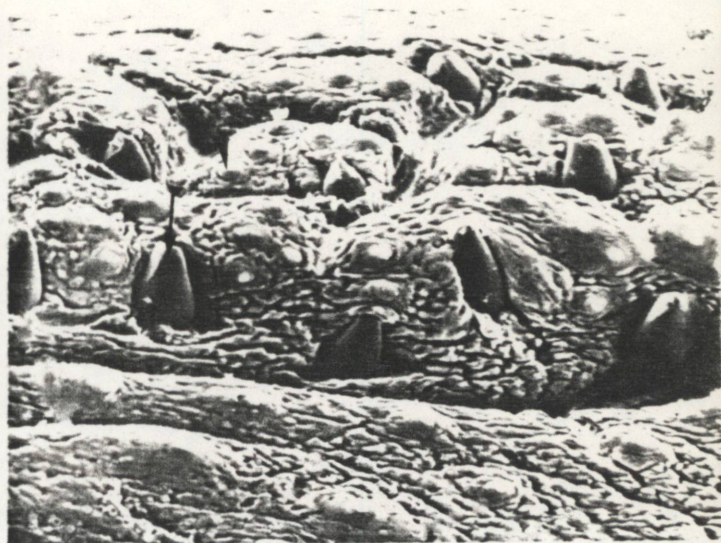


FIGURA 95 - Área
Dentígera Oral Superior
Região Lateral
Seta Maior : Denticulos
Seta Menor : Botões
Gustativos
M.E. de Varredura
Aumento : 79 X

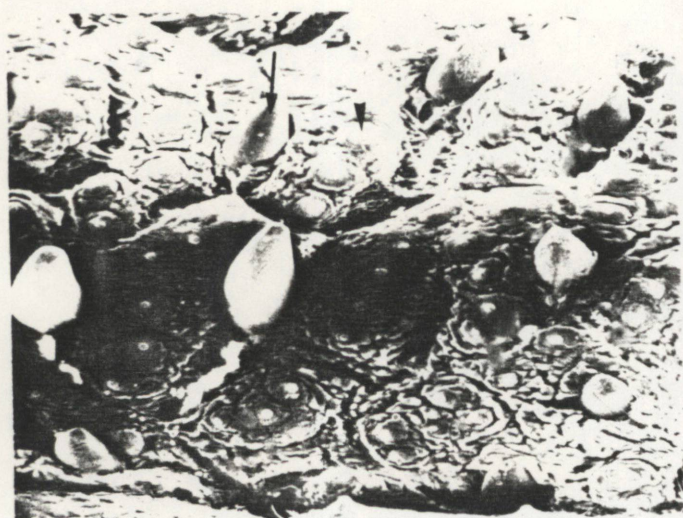


FIGURA 96 - Área Dentígera
Oral Inferior
Seta Maior: Denticulos
Seta Menor: Botões Gustativos
M.E. de Varredura
Aumento: 79 X



FIGURA 97 - Botão Gustativo
na ADOS
Seta: Prolongamento das
Células Receptoras Internas
M.E. de Varredura
Aumento: 1.826 X

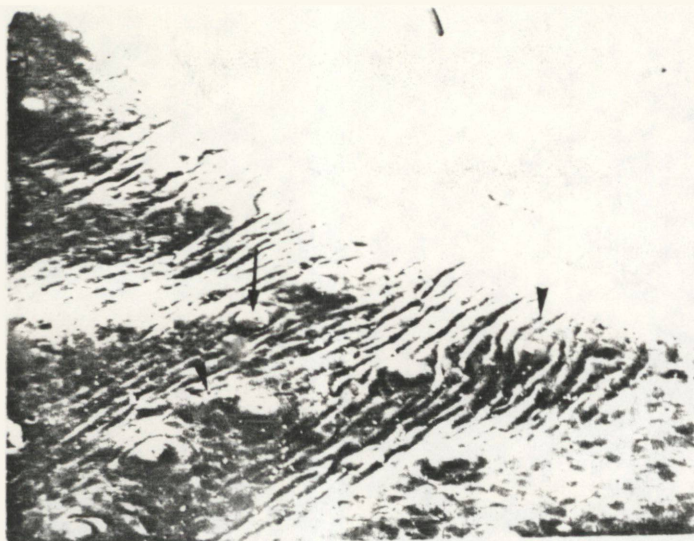


FIGURA 98 - Valva Oral Superior
B - Borda da Valva
Seta Maior: Botão Gustativo
Seta Menor: Aberturas das
Células Mucosas
M.E. de Varredura
Aumento: 259 X

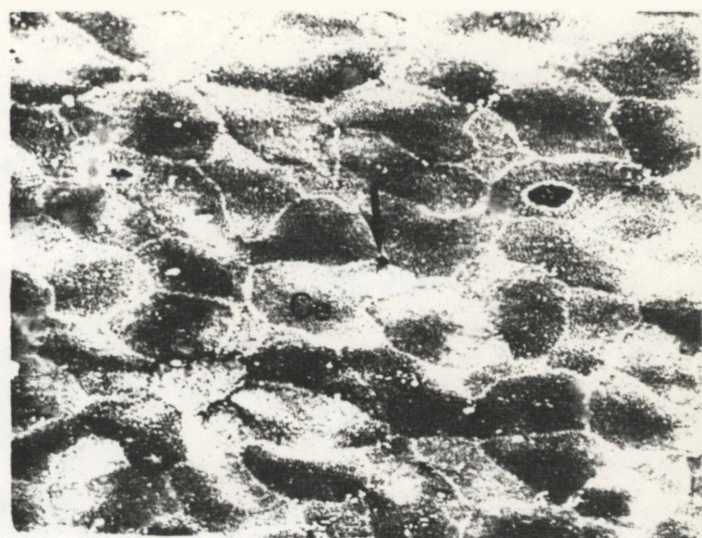


FIGURA 99 - Epitélio da
Valva Oral Superior
Ce - Célula epitelial
Seta - Abertura da Célula
Mucosa
M.E. de Varredura
Aumento: 1.083 X

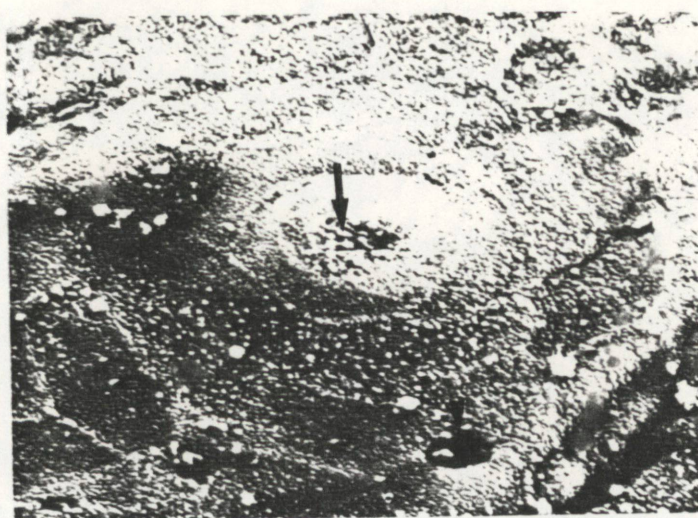


FIGURA 100 - Botão Gustativo (ADOS)
Seta Maior - Porção Apical do Botão
Gustativo
Seta Menor - Abertura da Célula
Mucosa
M.E. de Varredura
Aumento: 1.905 X

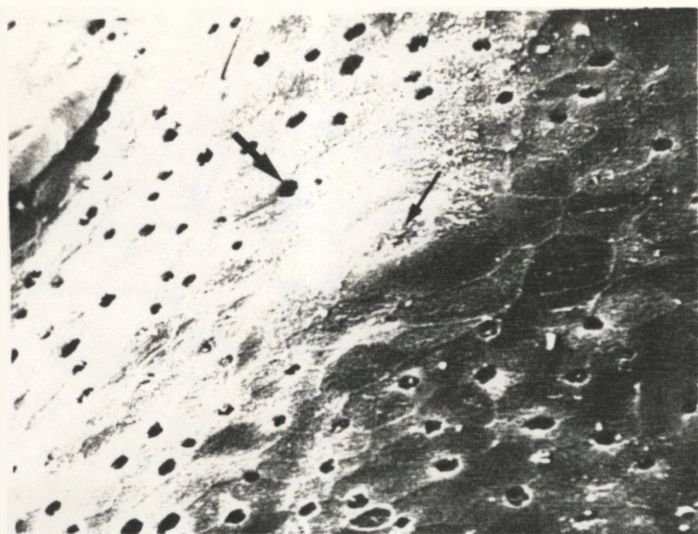


FIGURA 101 - Assoalho da Cavidade Bucal
 Seta Maior: Abertura da Célula Mucosa
 Seta Menor: Botão Gustativo
 M. E. de Varredura
 Aumento: 952 X

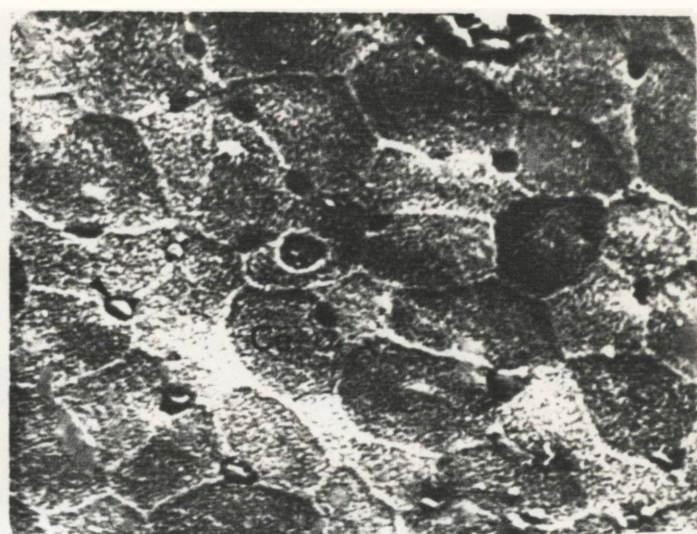


FIGURA 102 - Teto da Cavidade Bucal
 Ce - Célula epitelial
 Seta: Abertura da Célula Mucosa
 M.E. de Varredura
 Aumento: 1.905X



FIGURA 103 - Botão Gustativo no Teto da Cavidade Bucal
 Seta Maior: Prolongamento das Células Receptoras Internas
 Seta Menor: Abertura da Célula Mucosa
 M.E. de Varredura
 Aumento: 952 X

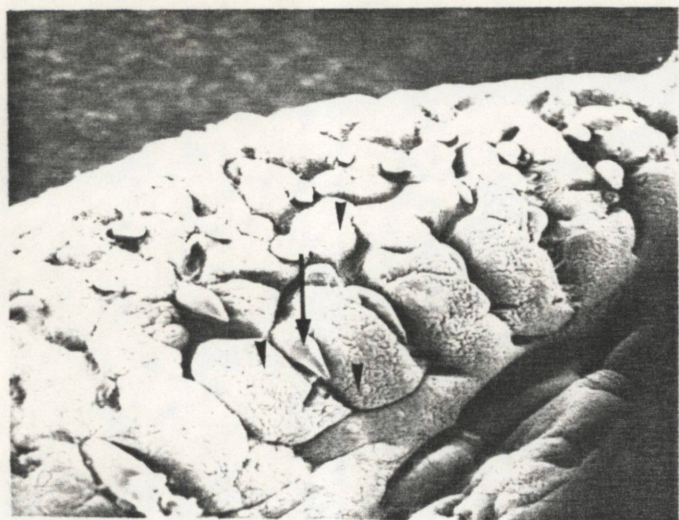


FIGURA 104 - Área Dentígera
Faringeana Superior
Seta Maior: Denticulos
Seta Menor: Botões
Gustativos
M.E. de Varredura
Aumento: 58,5 X

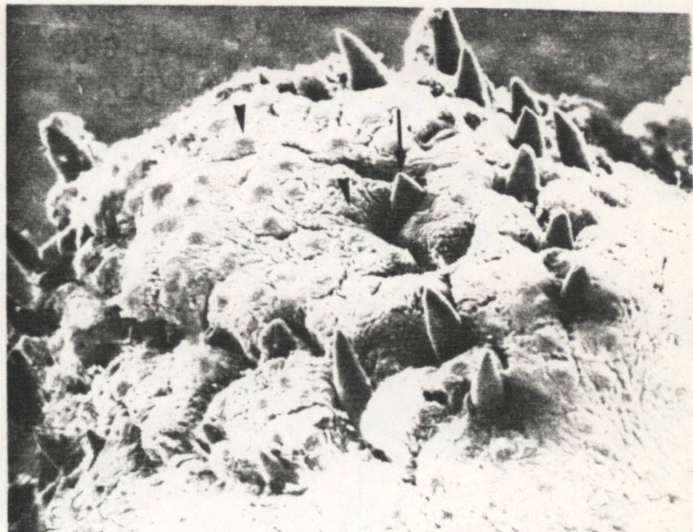


FIGURA 105 - Área Dentígera
Faringeana Interior (ADFI)
Seta Maior: Denticulos
Seta Menor: Botões
Gustativos
M.E. de Varredura
Aumento: 59 X



FIGURA 106 - Botões Gustativos em ADFI
Seta - Prolongamento das Células
Receptoras Internas
M.E. de Varredura Aumento: 2.690 X



FIGURA 107 - Região Faringeana
entre as Áreas Dentígeras
Faringeana Superiores
M.E. de Varredura
Aumento : 61 X



FIGURA 108 - Superfície
Epitelial da Faringe
Seta - Botões Gustativos
M.E. de Varredura
Aumento : 382 X



FIGURA 109 - Botão Gustativo
na Faringe
Seta - Prolongamento das
Células Receptoras
Internas
M.E. de Varredura
Aumento: 1.826 X

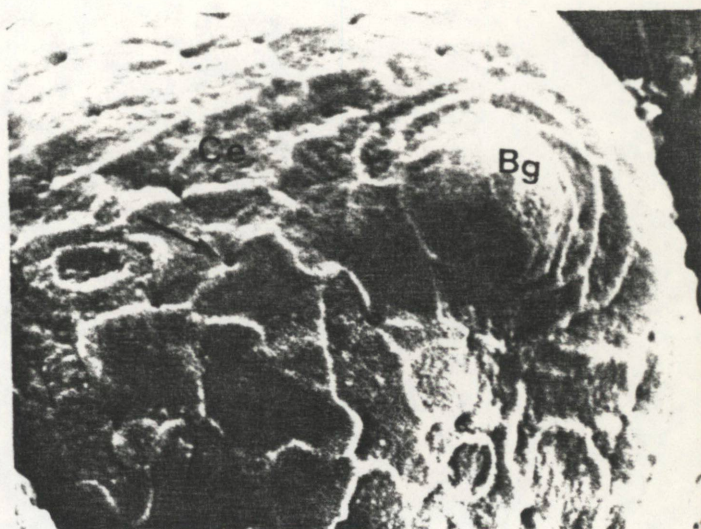


FIGURA 110 - Botão Gustativo
no Esôfago
Ce - Célula Epitelial
Bg - Botão Gustativo
Seta - Abertura da
Célula Mucosa
M.E. de Varredura
Aumento: 2.780 X



FIGURA 111 - Pregas do Estômago
Setas - Aberturas das
Criptas Gástricas
M.E. de Varredura
Aumento: 160 X

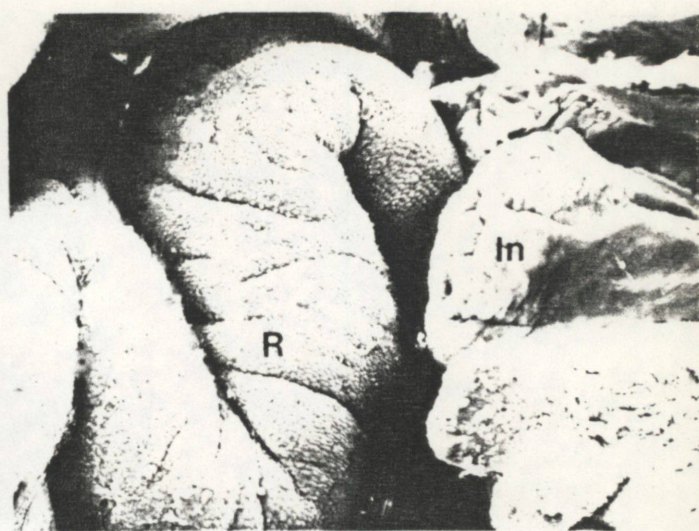


FIGURA 112 - Valva Pilórica
R - Região Pilórica
In - Intestino Médio
M.E. de Varredura
Aumento: 160 X

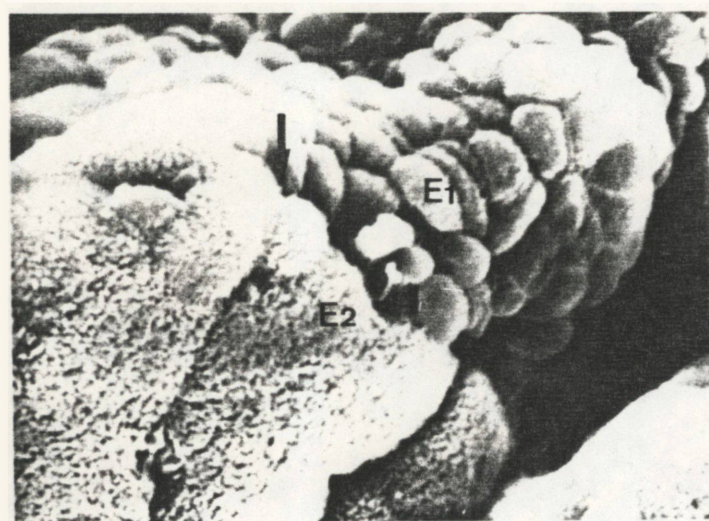


FIGURA 113 - Epitélio de Transição
Valva Pilórica
E1 - Epitélio da Pilórica
E2 - Epitélio do Intestino
Seta - Região de Transição
M.E. de Varredura
Aumento: 2.573 X

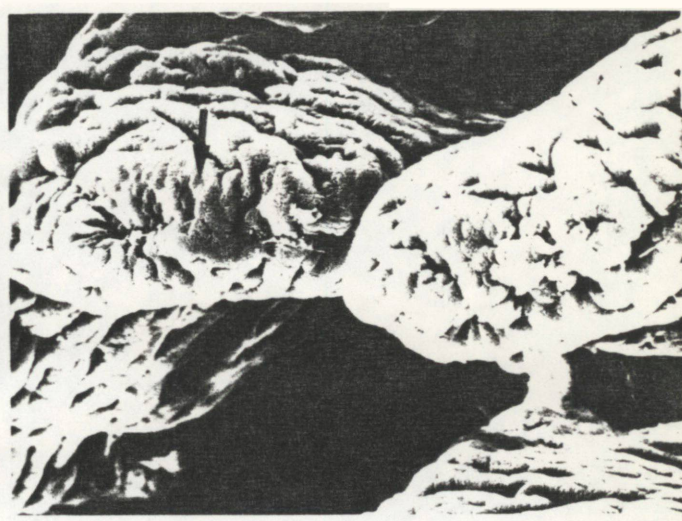
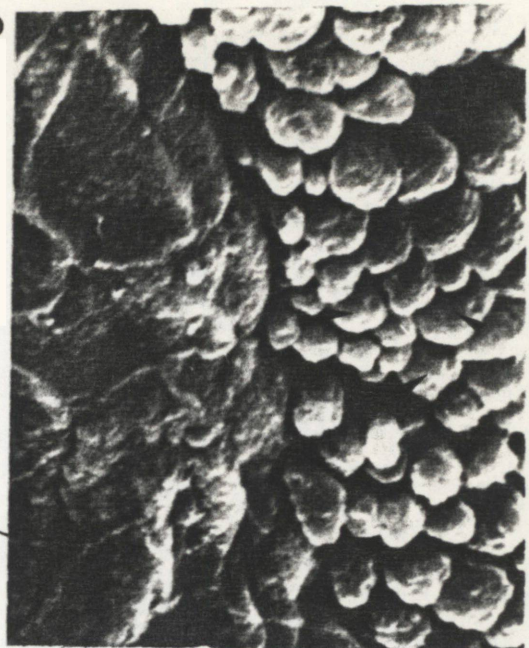


FIGURA 114 - Pregas do
Intestino
Seta - Epitélio
Intestinal
M.E. de Varredura
Aumento: 800 X



2938X

A



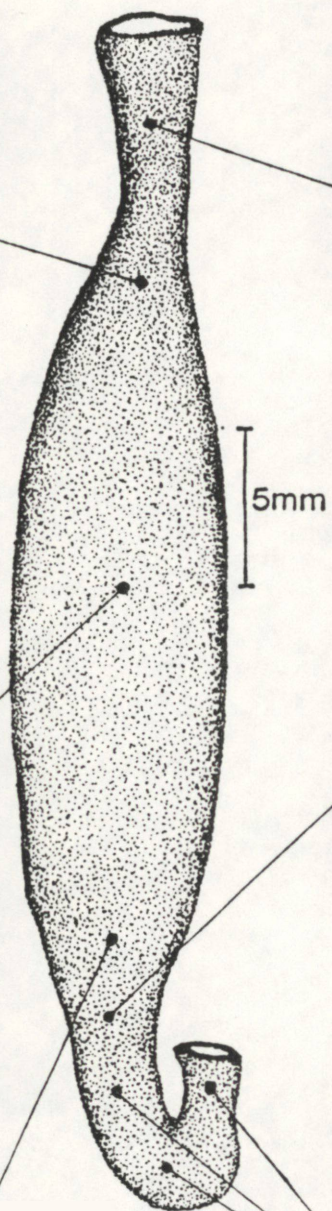
2799 X

2799X



1289X

B

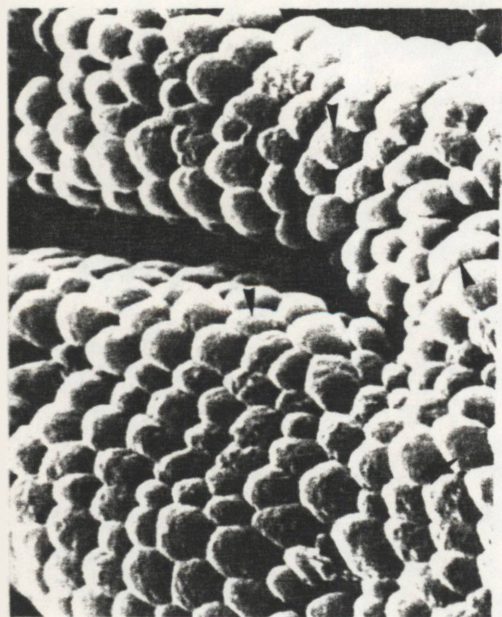


5mm

E



1289X



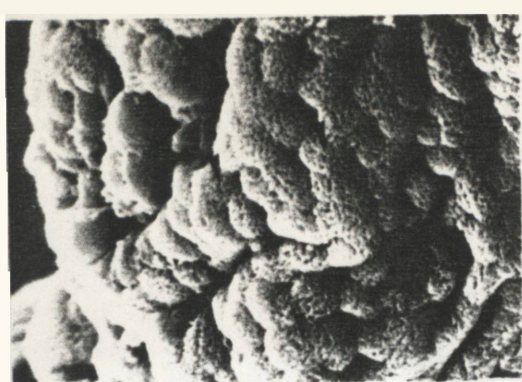
2693X

C

F



1233X



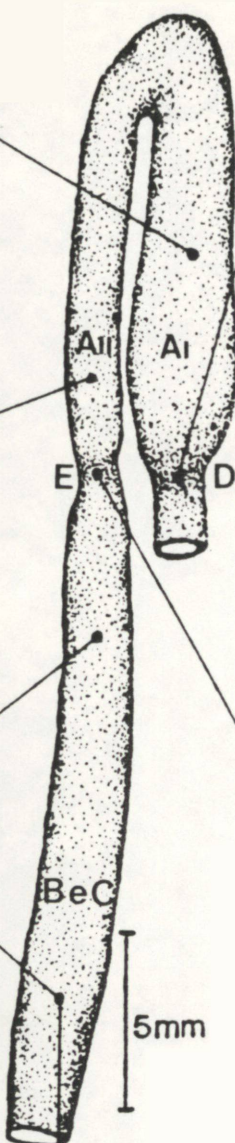
1666X



2026X



1126X



124 X



94X



2143X

FIGURA 115 - Superfície Epitelial do Estômago

A - Abertura das críptas gástricas

Seta menor - Células epiteliais

Seta maior - Substancia mucosa

A - Cárdia anterior D - Transição Esôfago-Estômago

B - Cárdia média E - Pilórica anterior

C - Cárdia posterior F - Pilórica posterior

FIGURA 116 - Superfície do Intestino médio e Reto

A1 - Alça I. Observar as vilosidades (setas)

A2 - Alça II. Observar as aberturas das células caliciformes (setas)

B e C - reto. Observar as células epiteliais (Ce), abertura das células caliciformes (setas menores), enterócitos individuais (Cr), substância mucosa (setas maiores) e estrutura não identificada ().

D - Valva Pilórica

E - Valva Ileo-retal

4 - Discussão

Embora no aspecto geral assemelhe-se ao dos mamíferos, o trato digestivo dos peixes apresenta algumas particularidades que são características dos diferentes grupos. No entanto, confrontar tais diferenças nem sempre é muito fácil, uma vez que dependem tanto da filogenia do grupo como dos hábitos da espécie.

Ao comparar o trato digestivo de *Trichomycterus* sp. com o de outras espécies de peixes pertencentes ao mesmo grupo ou não, procurou-se buscar semelhanças e diferenças que auxiliassem na compreensão das modificações observadas, bem como do comportamento alimentar da espécie em geral. Mesmo cientes de que toda análise preliminar está sujeita a revisões e modificações sucessivas, que muitas informações obtidas na literatura constituem descrições superficiais, e com resultados que chegam a ser discordantes, foi possível confrontar os resultados obtidos neste estudo com os dados já existentes na literatura.

Isto possibilitou-nos relacionar as estruturas que compõem o sistema digestivo de *Trichomycterus* sp., com o tipo de alimento e/ou seus hábitos alimentares. Permitiu-nos também o fornecimento de informações, que aumentem o conhecimento da biologia da espécie, bem como colaborar com outras áreas de investigação científica.

4.1 - Histologia e Histoquímica

Intestino Cefálico

A grande quantidade de botões gustativos, encontrada na epiderme dos barbilhões no aparelho bucal de *Trichomycterus* sp., sugere que estas estruturas funcionem como sensores, com a função de perceber e selecionar o alimento. Esta função torna-se mais evidentes quando observamos a grande quantidade de tecido nervoso, encontrado ao longo da estrutura interna dos barbilhões.

Segundo alguns autores, a capacidade de selecionar o alimento fora da cavidade bucal, está relacionada com o desenvolvimento e a distribuição de botões gustativos, na superfície externa do corpo. HERRICK (1903) e BARDAH & ATEMA (1971), encontraram botões gustativos em toda a superfície do corpo em alguns peixes por eles investigados. Em *Trichomycterus* sp., um grande número de botões gustativos são evidenciados, histologicamente e ultraestruturalmente, nos barbilhões e nos lábios. Parecem então que grandes partículas de alimento são previamente selecionadas, antes que sejam apreendidas e transportadas para dentro da cavidade bucal.

Segundo HERRICK (1903), a quantidade de botões gustativos relaciona-se com a rapidez na identificação do alimento. Para AL-HUSSAINI (1946b) são necessários na seleção do alimento no meio, como também sugerido por CHAUDHRY e CHANDELWAL (1961) e SINGH (1966). No entanto KHANNA e MEHROTRA (1970) sugerem que, a distribuição dos botões gustativos na região anterior do trato digestivo de peixes está relacionada com a maneira como se

alimentam, e não com o alimento em si.

Trichomycterus sp., é uma espécie de hábitos noturnos, que procura seu alimento no fundo e ingere preferencialmente substâncias de natureza animal, segundo OLIVEIRA RIBEIRO (1987).

MAHADEVAN (1950) sugere que os peixes carnívoros apresentem quantidades menores de botões gustativos, se comparados com outras espécies. No entanto, AGRAWAL e RASBANS-I (1967), encontrou botões gustativos em lábios de **Notopterus notopterus** e ausentes nos lábios de **Belone cancela**, ambas espécies carnívoras. DALELA (1969) descreveu botões gustativos na pele próximo à boca de **Macrogathus aculeatus**, uma espécie carnívora que se alimenta de pequenos animais no fundo.

Portanto, em **Trichomycterus sp.**, acreditamos que a grande quantidade de botões gustativos encontrada nos barbilhões e lábios desta espécie, são importantes na detecção e seleção prévia do alimento no fundo.

A arquitetura histológica interna descrita para os barbilhões de **Trichomycterus sp.**, assemelha-se àquela encontrada por JOYCE e CHAPMAN (1978) nos barbilhões nasais de **Ictalurus punctatus**. Os autores descrevem também a presença do epitélio estratificado na epiderme, com várias camadas de células, e projeções da derme que funcionam como base para botões gustativos.

A presença e distribuição dos botões gustativos em barbilhões e/ou lábios de peixes, não é de difícil correlação com o hábito alimentar da espécie. Mesmo assim diferentes autores sugerem diferentes interpretações para a mesma.

Em **Trichomycterus sp.**, os botões gustativos são encontrados

em praticamente toda a cavidade bucal, exceto na região da valva oral inferior, porção mediana do teto e porção apical da língua.

Em duas espécies, *Pimelodus maculatus* e *P. albicans*, segundo respectivamente GODINHO et alii (1970) e PIGNALBERI et alii (1973), os botões gustativos se apresentam em toda a extensão da cavidade bucal, diminuindo de número em direção à faringe. Ambas as espécies apresentam hábitos alimentares semelhantes à espécie em estudo e encontram-se situadas na mesma ordem.

CHANNA e MEHROTRA (1970) descreveu uma maior quantidade de botões gustativos na região anterior do corpo que na posterior da cavidade bucal em *Ilisha filigera*, *Muraenosox telabor* e *Channa striatus*. No entanto, em *Tor tor* são mais abundantes no assoalho e em *Harpodan nehereus* não são encontrados na cavidade bucal. DAWES (1929), estudando a espécie *Pleuronectes platessa*, observou que a maior parte dos botões gustativos se localizam na faringe.

Em *Trichomycterus* sp., os botões gustativos encontrados na cavidade bucal diferem morfológicamente, na sua estrutura externa, dependendo da região observada. O mesmo é observado por MOHSIN (1962) em *Notopterus notopterus*, *Glossogobius giuris*, *Claria batrachus* e *Barbus sarana*, onde são mais proeminentes que os encontrados em *Ophiocephalus marulis*. Em *G. giuris* são esféricos e situam-se sobre papilas. No entanto em *Anabas testudineus* são encontradas diferenças morfológicas entre os botões gustativos localizados no teto e no assoalho da cavidade bucal.

A presença dos botões gustativos na cavidade bucal de

Trichomycterus sp., na forma como estão distribuídos, sugerem uma participação na condução de partículas de alimento maiores ou presas grandes em direção ao esôfago. No entanto, as partículas ou presas menores, poderiam ser selecionadas ou detidas, mesmo dentro da cavidade bucal, com a possibilidade de serem rejeitadas.

Segundo AL-HUSSAINI (1946a e b, 1947a e 1949a) os botões gustativos encontrados nos arcos branquiais, e em maior número nas porções laterais da faringe, auxiliam na seleção e retenção do alimento. O mesmo pode ocorrer com aqueles encontrados na região anterior da cavidade bucal. Descreve ainda, que **Cyprinus** apresenta um número maior de botões gustativos, quando comparado com outro onívoro, **Rutilus rutilus**. O autor, portanto, sugere que a distribuição dos botões gustativos na cavidade bucal está mais relacionada com o percurso do alimento, do que com a natureza deste. CHAUDHRY e CHANDELWAL (1961) sugerem que na espécie **Oreinus plagiastomus**, o alimento identificado pelos botões gustativos, localizados na faringe e nos arcos branquiais, poderia ser selecionado e possivelmente eliminado através da abertura opercular.

BARRINGTON (1957) acredita que a cavidade bucal e a faringe fazem a seleção e o controle do alimento. No entanto, KAPOOR e CHAPMAN (1975), acreditam que a produção de muco e gustação sejam suas principais funções.

As células secretoras de mucosubstâncias são encontradas em todos os vertebrados. Nos peixes são classificadas quanto a variação do número, forma, tamanho e tipo de secreção do órgão ou

da estrutura em que se encontram.

LEYDIG (1851) descreveu, nas espécies por ele estudadas, a presença de células piriformes ocupando a maior parte da cavidade superficial da epiderme do corpo. Posteriormente foram identificações também por BÜHLER (1930), em outras regiões do corpo.

Desde então, as células de secreção mucosa foram descritas em praticamente todos os trabalhos de histologia do aparelho digestivo em peixes. Vários autores, em diferentes espécies, mostraram que, de uma forma geral, a região anterior do aparelho digestivo é aquela que apresenta a maior variedade, em forma e número, de células secretoras de mucosubstâncias.

Em *Trichomycterus* sp., as células secretoras de muco, encontradas na região da cabeça, estão presentes desde o epitélio estratificado da epiderme dos barbilhões e lábios, até o epitélio estratificado da mucosa do esôfago, na região de transição com o estômago.

MOHSIN (1962) descreve grandes células caliciformes na cavidade bucal e faringe de *Anabas testudineus*. Segundo ISLAM (1951), as células mucosas formam fileiras, alterando-se sua forma, posição e número ao longo da cavidade bucal de *Rita rita*. Um aumento do número das células mucosas, da região anterior para a posterior da cavidade bucal, é observado por ROGICK (1931), CURRY (1939), SARBAHI (1939), AL-HUSSAINI (1949a), KAPOOR e CHAPMAN (1957) e CHAUDHRY e CHANDELWAL (1961).

Em *Trichomycterus* sp., a presença destas células em grandes quantidades nos lábios, principalmente na face interna,

diminuindo e depois aumentando novamente em direção ao esôfago, confirma a opinião de diversos autores, de que o produto de sua secreção atue diretamente facilitando a ingestão do alimento até o esôfago.

Estudando a morfologia funcional de algumas espécies de peixes, AL-HUSSAINI (1949a) mostra que as células mucosas são mais abundantes nas regiões da cavidade bucal, onde os botões gustativos estão ausentes ou são mais espalhados. São piriformes nas criptas formadas no epitélio bucal e mais numerosas na porção caudal da faringe. A grande quantidade encontrada nas valvas impede sua aderência, facilitando seu funcionamento. Ainda segundo este mesmo autor, as células mucosas, presentes na cavidade bucal, estão relacionadas com a deglutição do alimento em ingestão. Esta relação é também descrita por CHAUDHRY e CHANDELWAL (1961) e por MEHROTRA e KHANNA (1969). GODINHO et alii (1970), descreve que as células encontradas em grande quantidades na cavidade bucal de *Pimelodus maculatus*, além de facilitar a deglutição, teriam também a função de proteger as lamelas branquiais.

Em *Trichomycterus* sp., as células mucosas encontradas nos barbilhões e face externa dos lábios, teriam a função de formar uma camada mucosa, a qual protegeria o epitélio da epiderme em contato com o funco, onde procura seu alimento.

O estudo de citoquímica de polissacarídeos, realizado nas células mucosas do aparelho bucal e cavidade bucal da espécie em estudo, mostrou que a maior parte destas células apresentam, uma secreção de natureza neutra (mucopolissacarídeos, glicoproteínas

e/ou glicolipídeos). Esta característica foi também encontrada por GODINHO et alii (1970) em *P. maculatus* e por KHANNA e MEHROTRA (1970) em *Tor tor*.

Foram identificados ainda em *Trichomycterus* sp., embora em menor intensidade, mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas ácidas (carboxiladas e/ou sulfatadas), nas células mucosa dos barbilhões. Nos lábios a reação foi positiva apenas para mucopolissacarídeos, glicoproteínas e/ou glicolipídeos neutros. Em toda a cavidade bucal, a presença de células liberando mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas neutras e ácidas (carboxilada e/ou sulfatadas), cria um ambiente químico que possivelmente poderá contribuir com a atividade enzimática na digestão subsequente. No entanto, segundo alguns autores, a fixação do tecido animal e até mesmo o manuseio deste no momento da coleta do material a ser estudado, podem ser fatores relevantes na secreção das células mucosas. O fato de ter sido identificada a presença das diferentes substâncias mucosas na luz da cavidade bucal, não significa que sejam naturalmente secretadas. No entanto, é provável também que, os diferentes tipos de substâncias mucosas às vezes identificados em uma mesma célula mucosa, encontram-se em diferentes fases de elaboração antes de serem secretados.

Segundo JOYCE e CHAPMAN (1978) existe uma distinta progressão das células mucosas na camada epitelial, sendo imaturas na porção basal, tornando-se maiores e maduras no meio da camada e cheios de muco na superfície. O mesmo autor, sugere que o epitélio da epiderme de peixes é um tecido dinâmico, contendo diferentes

estágios de desenvolvimento e grande variação de diferentes tipos de células. Estas observações também podem ser feitas para *Trichomycterus* sp.

As células claviformes, encontradas no epitélio da epiderme dos barbilhões e lábios e no epitélio da mucosa de toda a cavidade bucal, faringe e esôfago de *Trichomycterus* sp., foram também identificadas por GODINHO et alii (1970) em *Pimelodus maculatus*, PURSER (1926), GIRGIS (1952), ZAMIT- (1952), BERTIN (1958), MEDEIROS (1969), ULIBARRIE (1982) em *Serrasalmus spilopleura* e *Mystus vittatus*, PIGNALBERI et alii (1973) em *Pimelodus albicans*, MOHSIN (1962) em *Clarias batrachus*, VANJAKSHI (1938) em *Saccobranhus fossilis* e KHANNA e MEHROTRA (1970) em *Muraenosox telabor* e *Channa striatus*. GODINHO et alii (1970) descreve a célula claviforme em *Pimelodus maculatus*, da mesma forma que PIGNALBERI et alii (1973) as descrevem em *Pimelodus albicans*. As descrições de ambos os autores coincidem com as realizadas para *Trichomycterus* sp.

Nos barbilhões, as células claviformes foram encontradas em algumas espécies de peixes como em *Ictalurus punctatus* (JOYCE e CHAPMAN (1978), no gênero *Corydoras* por HENRIKSON e MATOLTSY (1967) e por SMITH (1976) no gênero *Cyprinus*.

Segundo JOYCE e CHAPMAN (1978), o número destas células nos barbilhões de peixes varia dependendo do gênero e da espécie. São responsabilizadas por este mesmo autor pela liberação de substâncias de alarme. PFEIFFER (1963) sugere que estas substâncias influenciem no movimento do cardume ante situação de alerta do grupo, provocando seu afastamento.

Segundo SMITH (1976) machos adultos de ciprinídeos perdem suas células claviiformes durante a época de reprodução. Esta mudança sugere uma adaptação com o objetivo de prever falhas durante o comportamento abrasivo de oesova.

KAFDOR (1953), também identificou este tipo de célula na porção anterior do intestino em *Wallago attu*, e AL-HUSSAINI (1949a) não descreve estas células em *Cyprinus*, *Gobio* e *Rutilus melitus*. BHATTI (1938) as relaciona com proteção ou suporte e ISLAM (1951) sugere que a presença das células claviiformes nos lábios, cavidade bucal e faringe de 2 espécies estudadas, indicam algum tipo de relação genética, e não uma adaptação ao alimento.

Embora sua função ainda não esteja clara, alguns autores referem-se a estas células como suporte e proteção da mucosa, mas não as relacionam com o alimento ingerido ou com os rácitos alimentares.

Em *Trichomycterus* sp., em algumas regiões, as células claviiformes parecem apresentar prolongamentos basais, em direção à derme ou submucosa, reforçando talvez sua provável função de suporte. PASHA e KAYAL (1964a), no entanto, sugere sua diferenciação em células mucosas. Em *Trichomycterus* sp., não foi observada nenhuma situação que pudesse reforçar esta sugestão.

Embora em *Tor tor*, estudado por KHANNA e MEHROTRA (1970), e *Pimelodus maculatus* (GODINHO et alii, 1970), as células claviiformes tenham apresentado leve reação positiva ao PAS e Azul de Toluidina, a maioria dos autores não confere a elas qualquer função secretora.

No entanto BERTIN (1958) sugere haver secreção de albumina nestas células porém GOHAR e LATIF (1960), não confirmam estes dados, afirmando que estas células não apresentam atividade secretória.

MEDEIROS (1970), confirma os dados de GOHAR e LATIF (1960), sugerindo que não há nenhum tipo de secreção proteica ou de polissacarídeos. Nos testes realizados por MEDEIROS (1970), foram encontradas reações citoplasmáticas fracas para mucopolissacarídeos neutros, e ácido hialurônico. Da mesma forma detectou no citoplasma acidófilo tirosina, cisteína e grupos aminos. A sugestão de ZAMITH (1952) de estarem relacionadas com o sistema nervoso não é confirmada por MEDEIROS (1970).

A retração citoplasmática observada nestas células, principalmente no esôfago de *Trichomycterus* sp. é, segundo MEDEIROS (1970), devido a hidrofilia do ácido hialurônico contido no citoplasma.

Na espécie estudada e somente nos barbilhões, as células claviformes apresentam uma leve reação positiva pelo Alcian Blue pH 2,5. KHANNA e MEHROTRA (1970) descreveu em *Muraenosox telabor* uma leve reação positiva nestas células, não observada em *Trichomycterus* sp. em outras regiões. No entanto em todas as espécies que foram observadas, é descrito a grande acidofilia citoplasmática, o que caracteriza sua identificação. Esta observação foi feita também em *Trichomycterus* sp.

Com relação às células de citoplasma claro e núcleo denso, encontradas no epitélio da epiderme dos barbilhões de *Trichomycterus* sp., estas não foram mencionadas na literatura consultada. Observou-se que através dos testes histoquímicos

utilizados, não foi possível atribuir a estas células função na sua secreção de muco. No entanto a presença de alguns prolongamentos citoplasmáticos, em direção à superfície do epitélio, permitem-nos sugerir algum tipo de função secretora ou sensitiva.

Em *Trichomycterus* sp., os dentes encontrados em áreas dentígeras são muito pequenos. BELISIO (1962) descreve este tipo de dentes em alguns Pimelodídeos argentinos, observando ainda a presença de germes dentários, em diferentes fases de desenvolvimento, com esmalte na extremidade e presos aos ossos por sindesmose. Todas estas características foram também encontradas na espécie em estudo.

AGRAWAL e SHARMA (1965), descreve áreas dentígeras com homodontes em *Mystus vittatus*, e SASTRY (1973) encontrou dentes curtos arranjados oralmente e presos ao osso em duas áreas dentígeras faríngeas em *Clarias* sp.

Em Cyprinídeos estudados por SUZUKI e HIRIYA (1985), foram encontrados dentes faríngeos bem desenvolvidos, importantes no estudo de filogenia e taxonomia. Em *Trichomycterus* sp. são encontradas 4 áreas dentígeras faríngeas.

KEMP (1984), observou que, em *Nesoceratodus forsteri* e *Callorhynchus milii*, os dentes apresentam a dentina originada de camada fibrosa e celular. Encontrou ainda uma ampla cavidade pulpar, rica em células e capilares e uma dentina mineralizada por fosfato de cálcio. LISON (1941), não encontrou colágeno na dentina de peixes por ele analisados, que no entanto, foi posteriormente encontrado por PEARSE (1968) e por KEMP (1979).

Os denticulos observados nas áreas dentígeras orais e faríngeanas de *Trichomycterus* sp., embora pequenos, apresentam também uma cavidade pulpar rica em capilares e células. Não foi realizado nenhum teste para verificar o tipo de mineralização. No entanto, após a descalcificação, pôde-se observar uma grande afinidade da dentina pelo Alcian Blue e pela Fucsina Básica, o Tricrômico de Mallory, sugerindo a participação fibrosa na sua constituição.

A substituição frequente e alternada dos dentes é observada nos répteis (EDMUND, 1960, 1962; COOPER, 1963, 1966 e MILLER e RADNOR, 1970). Apresentam-se regulares em anfíbios segundo LAWSON et al. (1971) e irregular segundo MILLER e ROME (1973).

EDMUND (1960), sugere que os dentes de vertebrados inferiores crescem obedecendo a uma onda de estímulos, que determinam sua substituição. Em Teleósteos no entanto, tem sido feito poucos trabalhos relacionados à reposição dos dentes. NORRIS e PRESCOTT (1959), estudaram a reposição de dentes do pré-maxilar de *Girella nigricans*, EDMUND (1960) em *Lophius piscatorius* e *Esox lucius*, e CIARDELLI (1968) em *Microspathodon chrysurus*.

Em *Trichomycterus* sp., são identificadas 6 diferentes fases de crescimento dos denticulos, com base apenas no desenvolvimento dos mesmos. Portanto, numa análise preliminar, parece claro que nesta espécie ocorrem constantes mudanças dos denticulos.

Segundo MOHSIN (1962), a presença de dentes fracos e pequenos é característico de herbívoros. Já os dentes

viliformes e desenvolvidos, como os encontrados em *Clarias batrachus*, são comuns em indivíduos de hábitos alimentares vorazes e carnívoro. Na espécie *Trichomycterus* sp., os dentículos apesar de pequenos, são bastante desenvolvidos e prendem-se firmemente ao osso por tecido conjuntivo fibroso. Estas descrições, caracterizam o hábito voraz e carnívoro da espécie, o que foi confirmado nas observações em aquário e nas coletas no campo.

Intestino Anterior

Segundo ANDERSON (1986) o papel do esôfago na digestão em teleósteos é muito discutido. No entanto CHAVES e VAZZOLER (1984) sugerem que o esôfago teria a função de lubrificar e conduzir o alimento em direção ao estômago. Ainda de acordo com estes autores, ocorreria uma pré-digestão mecânica, na presença da camada muscular e química, pela secreção das células mucinogênicas.

Em *Trichomycterus* sp., o esôfago é um órgão tubular e curto, que permite a condução do alimento para o interior do estômago. A presença de feixes musculares estriados abaixo do conjuntivo, confere ao animal um certo controle voluntário sobre o órgão. Esta característica, pode possibilitar a digestão voluntária como a rejeição, sugerindo ainda que o animal é capaz de ceter o alimento que se encontra se dirige ao estômago. Devido ao tipo de musculatura encontrada no esôfago desta espécie, a qual não está organizada em camadas concêntricas, acreditamos que não seja

suficiente para que o animal realize algum tipo de pré-digestão mecânica.

ANDERSON (1986) observa que não é muito comum a presença de uma camada de musculatura circular no esôfago de teleósteos. No entanto este mesmo autor descreve a estrutura em *Girella tricuspidata*, também observada por SIS et alii (1979) em *Ictalurus punctatus*. ANDERSON (1986), sugere ainda que uma camada muscular circular no esôfago, confere ao órgão a função de triturar o alimento.

De acordo com DZHUMALIYEV (1982), parece duvidoso o efeito do alimento natural, no tipo de epitélio da mucosa do esôfago de peixes. No entanto em determinadas ordens de teleósteos, as peculiaridades do epitélio do esôfago são bastante específicas, como o observado nas ordens Mugiliformes, Esociformes e Siluriformes. Em outras ordens, o epitélio do esôfago chega a ser considerado o tipo mais comum de epitélio, e reflete fracamente a adaptação para diferentes tipos de alimento.

Portanto em peixes, a natureza do alimento parece não influenciar a constituição da camada epitelial na mucosa esofageana.

Em *Trichomycterus* sp., devido à complexidade encontrada no epitélio da mucosa do esôfago, acreditamos que as células epiteliais na mucosa do órgão, possam influenciar no processo de digestão química do alimento.

A discussão quanto ao tipo de epitélio em função da dieta, torna-se mais difícil quando VERIGINA (1970) e ZHOLDASAVO (1970), estudando os ciprinídeos *Erythroculter erythropterus* e *E.*

oxicephalus respectivamente, descrevem para ambas as espécies, um epitélio estratificado e de difícil distinção. No entanto, *Erythroculter erythropterus* ingere presas maiores e *E. oxicephalus* alimenta-se de pequenos invertebrados. De outra forma, *Eleginus gracilis*, *Gadus morhua macrocephalus* e *Theragra halcogramma*, todos pertencentes a família Gadidae, apresentam o epitélio do esôfago estratificado e com grande uniformidade entre eles. Quando analisada a estrutura do epitélio das 3 espécies, e correlacionada com o alimento, observa-se que todos apresentam as mesmas características estruturais e ingerem o mesmo tipo de alimento.

A presença de botões gustativos na porção anterior do esôfago de *Trichomycterus* sp. é descrita também por GODIN-O et alii (1970) em *Pimelodus maculatus*, CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961) em *Orienes plagiostomus*, DIXIT e BISHT (1972) em *Schizothorax richardsonii*, ROGICK (1931) em *Eampostoma auriflamma*, CURRY (1939) em *Cyprinus carpio*, ISLAM (1951) em *Rita rita*, MALE (1965) em *Poecilia reticulata*, SIS et alii (1979) em *Ictalurus punctatus*, MARTIN e BLABER (1984) na família Ambassidae e OLIVEIRA (1980) em *Micropogonias furnieri*.

No entanto, MACALLUM (1886) e AL-HUSSAINI (1946a), observam que a presença de botões gustativos no epitélio da mucosa do esôfago é característica de apenas algumas espécies.

Embora diversos autores relacionem a presença dos botões gustativos com a seleção do alimento, BARRINGTON (1957) confere àqueles situados na cavidade bucal e faringe a seleção e o controle do alimento. No entanto, praticamente nenhum deles

atribui aos botões gustativos encontrados no epitélio do esôfago, qualquer função que não está.

Para *Trichomycterus* sp., acreditamos que devido ao seu número reduzido, e localizados apenas na porção anterior do órgão, os botões gustativos fazem parte do epitélio de transição entre a faringe e o esôfago. Fica evidente também, que podem participar na seleção de partículas menores de alimento, e/ou auxiliar no encaminhamento das partículas maiores em direção ao interior do órgão.

Células que secretam mucosubstâncias, foram encontradas no esôfago de *Glossogobius giurus* (MOHSIN, 1962) *Prochilodus scrofa* (HERNANDEZ - BLASQUEZ e FERRI, 1963) e de *Prochilodus magrui* e *Prochilodus affinis* (MENIN 1988).

Quando observadas no esôfago de *Trichomycterus* sp., verificou-se que estas células secretam mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas neutras e ácidas (carboxiladas e/ou sulfatadas).

OLIVEIRA (1980), sugere que existe apenas um tipo de células mucosa no epitélio do esôfago de *Micropogonias furnieri*. Em *Trichomycterus* sp. parece haver mais de um tipo de célula secretora de muco, fato este sugerido também por REIFEL e TRAVIL (1977). Segundo este autor, algumas células secretam apenas mucosubstâncias neutras. Em *Trichomycterus* sp. foi observado que existem células, as quais secretam somente mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas neutras, e outras que secretam somente mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas ácidas (carboxiladas e/ou sulfatadas).

Diversos autores tem mostrado que a maior parte da secreção

mucosa do esôfago, é composta por mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas neutras e ácidas, dentre eles : BELISIO (1962) em *pimelodideos* argentinos, OLIVEIRA e SILVA (1971) em *Cichla ocellaris*, PIGNALBERI et alii (1973) em *Pimelodus albicans*, GODINHO et alii (1970) em *Pimelodus maculatus*, DALELA (1969) em *Macrogathus aculeatus*, SIS et alii (1979) em *Ictalurus punctatus* e OLIVEIRA (1980) em *Micropogonias furnieri*.

Apesar de diversos autores identificarem preliminarmente o tipo de secreção das células mucosas no esôfago de peixes, praticamente nenhum deles descreve algum tipo de relação direta, do muco com o processo de digestão do alimento ingerido.

Uma grande quantidade de células secretoras de muco, é encontrada no esôfago de *Pimelodus maculatus* (GODINHO et alii, 1970) e *Pimelodus albicans* (PIGNALBERI et alii, 1973), ambas as espécies pertencentes à mesma ordem que a de *Trichomycterus* sp. Os autores acima sugerem que estes animais estão adaptados a uma dieta variada, com predomínio do alimento de natureza animal.

Em *Trichomycterus* sp., acreditamos que o muco liberado no esôfago, em sua grande parte de natureza ácida, auxilie na formação de um ambiente químico favorável à ação de enzimas proteolíticas no estômago.

Segundo SARBAHI (1939), o muco, além de lubrificar o epitélio do esôfago e o alimento, iniciaria ou facilitaria uma pré-digestão química ao ser transportado através do órgão. LEVEY e SHEINFELD (1954), no entanto, sugerem, que as mucinas participam na emulsificação do alimento, particularmente as sulfatadas. Podem ainda, segundo os autores, serem inibidoras da

proteólise péptica e proteger a mucosa na formação de uma camada de muco sobre o epitélio.

A variedade de substâncias mucosas liberadas no esôfago de peixes, segundo REIFEL e TRAVIL (1977) sugere uma função adicional para o mesmo provavelmente digestiva.

As células claviformes encontradas abundantemente no epitélio do esôfago de *Trichomycterus* sp., foram também notificadas em *Pimelodus maculatus* e *Pimelodus albicans* por GODINHO et alii (1970) e PIGNALBERI et alii (1973) respectivamente.

As glândulas encontradas no esôfago de alguns peixes, não foram identificadas na mucosa ou submucosa de *Trichomycterus* sp.

Uma camada espessa de tecido conjuntivo, situada entre a mucosa e os feixes de fibras musculares em *Trichomycterus* sp., ajuda a reforçar e manter a integridade da parede do esôfago, frente à súbita distensão à qual o órgão está sujeito, quando o animal abocanha grandes pedaços de alimento ou presas inteiras.

As dobras altas formadas pelas projeções da submucosa, permitem que o órgão se distenda, ampliando a sua luz, garantindo assim a ingestão de partículas maiores de alimento, sem que haja necessidade de uma trituração prévia.

Na parede do esôfago de *Trichomycterus* sp., não foi encontrada a muscular da mucosa separando o cório da submucosa. Esta mesma situação foi verificada por outros autores (BLAKE, 1930; AL-HUSSAINI 1946a e 1947a; BULLOCK, 1967; GODINHO et alii, 1970; GUPTA, 1971; CHAO, 1975; HUEBNER e CHEE, 1976; SIS et alii, 1979; e TREVISAN 1979). No entanto foi observada por HANSEN e YOUSON (1978) em *Petromyzon marinus*.

A transição entre o epitélio estratificado do esôfago e o epitélio simples cilíndrico da região cárdica anterior do esôfago em *Trichomycterus* sp., ocorre de forma abrupta assim como em *Pimelodus maculatus* (GODINHO et alii, 1970), *Pimelodus albicans* (FIGNALBERI et alii, 1973) e *Ictalurus punctatus* (GAYMON et alii, 1973). No entanto segundo MAGID (1975), a transição do epitélio do esôfago para o estômago de *Polypterus senegalus* ocorre de forma gradual.

No estômago verdadeiro, denominado primeiramente de um alargamento do intestino (PICTET, 1909; GREENE, 1912; BLAKE, 1930 e ROGICK, 1931), não é encontrado em todos os peixes.

Em *Trichomycterus* sp., foi identificado neste órgão uma região cárdica e uma pilórica. Na região cárdica ocorre a liberação de enzimas e mucosubstâncias neutras em menor quantidade; na região pilórica no entanto, não ocorre a presença das células de secreção gástrica, restringindo-se esta região apenas à liberação de mucosubstâncias neutras em maiores quantidades.

A denominação de estômago gástrico e pilórico é feita por diversos autores, que identificaram a presença de glândulas gástricas na porção anterior do estômago e a ausência destas glândulas na porção final do órgão, além do epitélio do tipo de revestimento simples cilíndrico (MOHSIN, 1962; FASHA e KAKAL, 1964a; AGRAWAL e SHARMA, 1965; BISHOP e ODENSE, 1966; SRIWASTWA, 1970; OLIVEIRA E SILVA, 1971; GAMMON et alii, 1973; FIGNALBERI et alii, 1973; SASTRY, 1973; VERMA e TYAGI, 1974 e MARTIN e BLABER, 1984).

As criptas encontradas na porção anterior do estômago de *Trichomycterus* sp. (região cárdica), diferem das encontradas na região posterior do órgão por apresentarem basicamente 2 tipos celulares: as células que inicialmente ocupam apenas a abertura das criptas na região gástrica, e depois toda a cripta na região pilórica; e as células localizadas no fundo das criptas na região gástrica. As primeiras secretam mucosubstâncias neutras na porção apical da célula, e as outras provavelmente são responsáveis pela liberação de enzimas digestivas e substâncias ácidas. Desta forma a porção anterior, média e posterior do estômago é a única responsável pela secreção gástrica em *Trichomycterus* sp..

A distinção entre células pépticas e oxínticas em glândulas gástricas de peixes não é encontrada por PASHA e KAMAL (1964a), ISLAM (1951) em *Rita rita* e *Ophicephalus gachua*, DALELA (1969) em *Macrogathus aculeatus*, BISHOP e ODENSE (1966) em *Gadus morhua*, RAHIMULLAH (1945) em *Ophicephalus striatus* e *Osephrorenemus goramy*, HALE (1965) em *Poecilia reticulata*, SARKAR (1959) em *Mystus seeghala* e MARTIN e BLABER (1984) em Ambassidae. Segundo PASHA e KAMAL (1964a) esta seria uma característica encontrada em todos os peixes; sendo confirmado em *Trichomycterus* sp, o qual não apresenta diferenças estruturais entre os dois tipos celulares, no fundo das criptas gástricas do estômago.

Com relação à secreção das células que constituem a glândula gástrica em peixes, existem ainda algumas controvérsias por parte de muitos autores. Segundo MOHSIN (1962), *Anabas testudineus*, *Pseudohombus triocellatus* e *Anphipnous cuchia*

apresentam grânulos de zimogênio no seu citoplasma. PEARSE (1968) observa que as células com reação positiva para proteínas, são mais reativas para o triptofano, o qual ocorre principalmente em células zimogênicas e pépticas. YADAV e SINGH (1980) sugere a presença de pepsinogênio e ácido clorídrico no estômago de *Lepidocephalus guntea* e FITZGERALD (1910) descreve a presença de ácido no estômago de *Gasterosteus*, o mesmo ocorrendo em *Clarias batrachus* (STIRLING, 1884).

Para *Trichomycterus* sp., não foi realizado nenhum tipo de reação citoquímica para proteínas no estômago. No entanto, a grande liberação de mucosubstâncias neutras, pode significar uma proteção extra ao epitélio da mucosa, contra a provável liberação de ácidos e enzimas pépticas. Segundo OLIVEIRA RIBEIRO (1987), *Trichomycterus* sp. tem uma dieta preferencialmente animal. Assim sendo, sugerimos que uma provável liberação de ácido, seria favorável à ação das enzimas proteolíticas que, possivelmente fossem liberadas pelas glândulas gástricas, como ocorre nos mamíferos.

A secreção do muco encontrado sobre a superfície epitelial do estômago na região gástrica, é devido às células que revestem a mucosa diretamente em contato com a luz do órgão e não participam do revestimento interno das criptas gástricas. Na região pilórica, todo o epitélio de revestimento apresenta secreção de mucosubstâncias neutras. Alguns autores descrevem esta condição para as espécies investigadas por eles: BISOP e ODENSE (1966); DALELA, (1969); GODINHO et alii, (1970); OLIVEIRA E SILVA, (1971); PIGNALBERI et alii, (1973) e SIS et alii,

(1979).

Segundo MARTIN e BLABER (1984) a presença de glândulas na cárdia e ausência na pilórica pode ser uma tendência para todos os teleosteos de estômago verdadeiro.

BISHOP e ODENSE (1966) sugerem que as glândulas gástricas são descritas para muitos peixes que se alimentam no fundo e MO-SIN (1962) afirma que, quando bem desenvolvidas, estas podem estar relacionadas com o tempo de digestão, caracterizando também um hábito alimentar voraz e carnívoro. Na espécie em estudo, as glândulas gástricas não são muito desenvolvidas, limitando-se ao fundo das criptas. No entanto a espécie apresenta hábito voraz e carnívoro.

A presença de uma parede fina e ricamente vascularizada, observada na cárdia média de *Trichomycterus* sp., foi também encontrada por YADAV e SINGH (1980). De acordo com os autores esta característica pode estar relacionada com trocas gasosas.

Analisando a camada muscular na região pilórica do estômago de *Trichomycterus* sp., observou-se que esta é bastante desenvolvida. Segundo SRIWASTWA (1970), o desenvolvimento muscular nesta região, associado à ausência de glândulas gástricas, é característico de peixes que apresentam hábito alimentar voraz e necessitam de grande atividade digestiva.

A voracidade da espécie em estudo foi confirmada em observações realizadas durante as coletas e na manutenção do animal em aquários.

O estômago de *Trichomycterus* sp. termina com a valva pilórica, que é formada por uma projeção da submucosa e por

feixes da muscular circular interna. Estrutura semelhante foi observada por HALE (1965) em *Gasterosteus aculeatus*. BISHOP e ODENSE (1966) não identificaram uma valva propriamente dita em *Gadus morhua*, mas a presença de um esfíncter pilórico, CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961) descreveram uma " valva pilórica " entre o esôfago e o intestino de *Orieneus plagiostomus*.

Em *Trichomycterus* sp., a presença de valva pilórica indica que o alimento, uma vez no intestino, dificilmente retorna ao estômago. A presença da valva pilórica, associada a uma camada muscular circular espessa na porção pilórica, sugerem que o alimento é armazenado no estômago, e através de contrações da muscular circular interna alcança o intestino médio passando pela valva. O fato de *Trichomycterus* sp. apresentar um estômago grande, com pregas altas na sua região anterior, reforça a idéia de que esta espécie pode ingerir grandes partículas de alimento ou presas, as quais permaneceriam por algum tempo retidas no estômago. A retenção do alimento está associada à presença de uma porção pilórica estreita e muscular, e à própria existência da valva pilórica.

Intestino Médio e Reto

O intestino de peixes apresenta algumas particularidades, que os diferem significativamente dos vertebrados superiores. Uma característica importante, é a ausência quase total da glândulas na mucosa ou submucosa.

A espécie estudada, não apresenta nenhum tipo de glândula na parede do intestino. No entanto GODINHO et alii, (1970), descreve

a presença de glândulas de tipo de Lieberkuhn no intestino de **Pimelodus maculatus** e BISHOP e ODENSE (1966) identificaram glândulas semelhantes, do tipo multicelular, em alguns memeros da família Gadidae e REIFEL (1975), em alguns teleósteos, observou a existência de estruturas semelhantes às glândulas de Lieberkuhn, entretanto constituídas por células argentafins negativas.

A presença de apenas alguns tipos celulares encontrados na mucosa e submucosa do intestino, às quais são atribuídas funções secretoras, em várias espécies de peixes, reforça a afirmação de AL-RUSSAINI (1949a), de que o epitélio do intestino de teleósteos é o mais simples encontrado nos vertebrados. No entanto alguns autores tem identificado novos tipos celulares, principalmente com o auxílio da microscopia eletrônica e citoquímica.

ROMBOUT et alii (1978) identificou 4 tipos de células enteroendócrinas em **Barbus conchonus**, baseando-se principalmente no tamanho e forma dos grânulos secretores. Segundo LANGER e KLEIN (1976), não é possível associá-las com as células dos vertebrados superiores, uma vez que são muito diferentes. ROMBOUT e TAVERNE-THIELE (1982) chamaram de células E e F as encontradas no primeiro segmento do intestino, que para eles estão relacionadas com a absorção de lipídeos. As do tipo F apresentam grandes microvilosidades, maiores que as do tipo C e D encontradas nos cecos pilóricos e do tipo E, localizadas no intestino anterior.

Em **Trichomycterus** sp. foram identificadas morfologicamente na mucosa do intestino médio e reto 4 tipos celulares. As células cilíndricas absorptivas, as granulares, as caliciformes

secretoras de muco e as células do sistema imunolinfocitário.

As células absorptivas, ocupam praticamente todo o epitélio e são semelhantes às descritas para outras espécies. As granulares possivelmente macrófagos, embora descritas também em outras espécies, não tem ainda uma função completamente definida. GREENE (1912) atribui a elas a secreção de lipases e JORDAN e SPIEDEL (1924) a síntese de antitoxinas. AL-HUSSAINI (1949b) confere a estas função secretória e descreve reações positivas para fosfatase alcalina e glicogênio.

BOLTON (1933), observou a presença de grânulos acidófilos e basófilos no citoplasma das células granulares. Em *Trichomycterus* sp. alguns grânulos citoplasmáticos reagiram positivamente para Alcian Blue, Eosina e PAS. Foram encontradas no reto de *Notenigonus crisolucos* por REIFEL (1979), em *Ictalurus punctatus* por KREMENTZ e CHAPMAN (1975) e em *Rutilus* e *Cyprinus* por AL-HUSSAINI (1949a).

Segundo CHAICHARN e BULLOCK (1967) estariam também envolvidas com processos metabólicos de defesas do intestino, uma vez que se encontram em grande número, infiltradas próximo aos nódulos formados por parasitos.

Em *Trichomycterus* sp. são encontradas em maior número na alça I do intestino médio, e em menor número no reto. Estão localizadas na mucosa e na submucosa. Na mucosa são frequentemente encontradas na base do epitélio e na submucosa são mais difíceis de serem localizadas. Não foi observada a formação do estrato compacto no intestino médio e reto de *Trichomycterus* sp. Este, segundo KREMENTZ e CHAPMAN (1975) seria

formado por uma camada de conjuntivo altamente compactada abaixo da membrana basal. No entanto, segundo o mesmo autor, em **Ictalurus punctatus**, foi observada uma camada formada por fibras do conjuntivo, a qual é menos densa e suporta uma grande população de granulócitos, denominada de estrato granuloso. Esta mesma situação também pode ser observada no intestino médio e reto de **Trichomycterus** sp.

As células caliciformes encontradas em **Trichomycterus** sp., são descritas também de forma muito semelhante em praticamente todos os vertebrados. Alguns estudos foram realizados, com o intuito de identificar a natureza química das substâncias secretadas por estas células. Na espécie estudada foram identificadas como constituídas na maior parte de mucopolissacarídeos e/ou glicoproteínas ácidas (carboxílicas e/ou sulfatadas) e neutras. A liberação de mucosubstâncias ácidas é maior na alça I e as mucosubstâncias neutras são mais secretadas no reto, principalmente na sua porção final.

O grande número de células caliciformes encontradas no reto de **Trichomycterus** sp. foi confirmado por MOHSIN (1962) em **Anabas testudineus** e por CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961) em **Orius plagiatus**. Em **Schizothorax richardsonii**, segundo DIXIT e BISHT (1972), formam quase uma camada contínua no reto.

Vários autores confirmaram o grande número de células caliciformes no intestino de teleósteos.

REIFEL (1979), identificou no intestino proximal a presença de sialomucinas, sulfomucinas e mucosubstâncias neutras em vários peixes teleósteos. As sialomucinas são encontradas em maior

quantidade no intestino proximal e as sulfomucinas na região distal em *Notemigonus crysolucos* e *Pimephales promelas*. No reto as mucosubstâncias neutras são mais comuns, confirmado com algumas variações por FLOREY (1962) em *Esox americanus* e *E. lucius*.

Alguns autores mencionam que a complexidade das substâncias mucosas secretadas no intestino dos teleósteos, é comparável com a encontrada no esôfago. O fato de existir uma maior liberação de mucopolissacarídeos ácidos na alça I do intestino médio de *Trichomycterus* sp., sugere uma participação mais significativa no processo de digestão intestinal, além de facilitar o movimento do bolo alimentar sem que este provoque maiores danos ao epitélio através do atrito. No reto, a grande quantidade de células caliciformes, principalmente com a liberação de mucosubstâncias neutras e ácidas, sugerem mais uma função mecânica no sentido de facilitar a defecação protegendo o epitélio da mucosa.

Estas observações são confirmadas por AL-HUSSAINI (1949a), CHAUDHRY e KHANDELWAL (1961) e SINHA e MOITRA (1974) entre outros, em peixes por eles estudados.

Em *Trichomycterus* sp., uma grande quantidade de pregas é encontrada na alça I, com o seu número diminuindo na alça II do intestino médio. Isto confere uma maior área superficial à região anterior do intestino, diminuindo na região posterior. Segundo KHANNA (1971) pode ser característico de incívicos que apresentam hábitos carnívoros.

Trichomycterus sp. apresenta o intestino reto diferenciado

pela valva íleo-retal, formada por projeções da submucosa. No entanto, a ausência da valva íleo-retal caracteriza também a ausência do reto, segundo GREENE (1912), ROGICK (1931), KAPOOR (1953) e PASHA e KHAMAL (1964a). MOHSIN (1962), descreveu o reto separado por um esfíncter em várias espécies de teleósteos indianos como: *Anabas testudineus*, *Notopterus notopterus*, *Amphipneustes* *cuchia*, *Pseudohombas triocellatus* e *Glossogobius giurus*.

SOKOLOV et alii (1986) chama a valva íleo-retal de valva pré-retal. Segundo o autor, a ausência de uma terminologia unificada, permitiu vários nomes a uma mesma estrutura. Portanto, uma vez que o intestino posterior pode ser chamado de reto, não há necessidade da existência do íleo. Em *Trichomycterus* sp., apesar de serem confirmadas as observações de SOKOLOV et alii (1986), a colocação desta nova terminologia está vinculada a uma unificação da nomenclatura já utilizada: Esta denomina a valva íleo-retal, àquela valva que separa o intestino médio do reto. Assim sendo, nesta dissertação manteremos a terminologia vigente.

O reto distingue-se do intestino médio quanto ao tipo de superfície da mucosa assim como por peculiaridades da parede intestinal como: dobras simples não anastomosadas e musculatura circular desenvolvida (SOKOLOV et alii, 1986).

Trichomycterus sp. apresenta pregas baixas no reto, observado por SASTRY (1973) e KHANNA (1971) em *Ilisha filigera* e CADECI e HRUBEC (1990) em *Poecilia* spp. No entanto SRIWASTWA (1970) descreve pregas desenvolvidas em *Rhynchobdella aculeata* e SEHGAL e SALARIA (1970), define pregas desenvolvidas, mas em

pequeno número em *Cirrhhina nirigala*. Segundo MARTIN e BLABER (1984) as dobras intestinais do reto aumentam em complexidade em uma espécie da família Ambassidae.

Em relação à complexidade do epitélio do reto, em *Trichomycterus* sp., ocorre uma diminuição dos tipos celulares como células granulares. No entanto aumenta o número de células caliciformes, que agora secretam na grande maioria mucosubstâncias neutras. SEHGAL e SALARIA (1970), observaram um aumento das células caliciformes em *Cirrhhina nirigala*, confirmado também por AGRAWAL e SHARMA (1965) em *Mystus vittatus*, SASTRY (1973), KHANNA (1971) em *Tor tor*, *Ilisha filigera* e em *Channa striatus* e por MARTIN e BLABER (1984). Sugerimos que em *Trichomycterus* sp., a secreção mucosa protege o epitélio da mucosa e facilita a defecação.

A camada muscular do intestino reto de *Trichomycterus* sp., altera-se muito pouco ao longo do órgão, tanto a circular interna como a longitudinal externa. REIFEL (1979) identificou uma muscular espessa em alguns espécies de teleósteos, observado também por SOKOLOV et alii, (1986) em *Acipenser baeri*.

Em *Trichomycterus* sp. observa-se em aumento do número de linfócitos tanto na mucosa quanto na submucosa. Estas células foram também observadas em maior número no reto de *Poecilia reticulata* por HALE (1965) e em *Tor tor*, *Ilisha filigera*, *Channa striatus* e *Muraenesox telabor* por KHANNA (1971).

A presença destas células no intestino posterior da espécie estudada, sugere uma ação imune mais intensa, característica esta observada facilmente nos vertebrados superiores.

O esfíncter do reto foi observado por MARTIN e BLABER (1984) em 3 espécies de Ambassidae, por REIFEL (1979) em *Esox americanus*, *E. lucius*, *Ictalurus nebulosa* e *Perca flavescens*, por CLARKE e WHITCOMB (1980) em *Anguilla anguilla*, por SIS et alii, (1979) em *Ictalurus punctatus* e por GRUMAN (1982) em *Marone saxatilis*. Em *Trichomycterus* sp., não foram feitos cortes, que possibilitassem a evidência da estrutura na porção final do reto.

Pâncreas

Segundo KRISTAL (1946) existem 2 tipos de pâncreas em peixes: Difuso, ou seja, ao redor de veias, vesícula e no mesentério, e disperso no fígado, e compacto. Em *Trichomycterus* sp., o pâncreas segundo KRISTAL (1946), é difuso nas invaginações do tecido hepático, acompanhando vasos e ductos biliares. Esta característica é descrita também por KEIL (1917), NUSBAUM-PILAROWICZ (1919), PURSER (1931), BARON (1934), BELISIO (1962), HALE (1965), e ULIBARRIE (1982).

Segundo BISHOP e ODENSE (1966) em *Gadus morhua*, ele está difuso nos ductos biliares, entre cecos pilóricos e vesícula biliar e segue os vasos no mesentério, não penetrando no fígado.

KAPOOR (1953) e SINHA (1958) descrevem um pâncreas bem formado e localizado ventralmente ao estômago, depois do fígado, encontrado também em *Trichomycterus* sp.. No entanto SARKAR (1959) o descreve como um grande nódulo próximo ao ducto biliar em *Mystus seeghala*. Observamos que em *Trichomycterus* sp., ventralmente ao

estômago, tecido hepático envolve um grande vaso e o ducto biliar até a alça I do intestino médio, onde o ducto desemboca. Nesta porção de tecido pancreático na espécie em questão, ocorre a formação de Ilhotas de Langerhans, não observadas em outras regiões. PIGNALBERI et alii (1973) descreve em *Pimelodus albicans* a presença de pâncreas endócrino e exócrino, também observado por AGRAWAL e SHARMA (1965) em *Mystus vittatus*, em *Schizothorax richardsonii* por DIXIT e BISHT (1972) em *Poecilia reticulata* e *Gasterosteus aculeatus* por HALE (1965) e por SARKAR (1959) em *Mystus seeghala*. Este descreve também a presença de grânulos de zimogênio, na porção apical das células exócrinas. No entanto SRIWASTWA (1970) descreve a ausência de Ilhotas de Langerhans em *Rhynchobdella aculeata*.

Segundo ROMBOUT e TAVERNE-THIELE (1982), o pâncreas de *Barbus conchoni*, contém basicamente 5 tipos de células endócrinas, e LANGER et al (1979) e STEFAN e FALKNER (1980) identificaram a secreção de insulina, glucagon, somatostatina no tecido endócrino do pâncreas de várias espécies de peixes. Em *Trichomycterus* sp., foram identificadas apenas células do tipo A e B, baseando-se somente na sua forma e localização nas ilhotas de Langerhans, não sendo realizado nenhum tipo de estudo citoquímico que pudessem identificar a natureza química dos compostos ali encontrados.

Fígado

De acordo com DALELA (1969), o fígado é encontrado junto com o pâncreas na maioria dos Osteichthyes.

As características morfológicas das células hepáticas encontradas em *Trichomycterus* sp., foram também descritas por FIGNALBERI et alii (1973) em *Pimelodus albicans*, AGRAWAL e SHARMA (1965) em *Mystus vittatus*, DIXIT e BISHT (1972) em *Schizothorax richardsonii*, SASTRY (1973), HALE (1965) em *Poecilia reticulata* e *Gasterosteus aculeatus* e por SARKAR (1959) em *Mystus seeghala* onde se observa também um ducto biliar com 3 camadas de células.

Segundo ULIBARRIE (1982), *Serrasalmus spilopleura* apresenta cordões radiais às veias hepáticas, semelhantes aos encontrados nos vertebrados superiores e observado também por FIGNALBERI et alii (1973) em *Pimelodus albicans*, constituindo o tecido hepático. Da mesma forma DIXIT e BISHT (1972) encontraram células hepáticas poliédricas e dispostas irregularmente em *Schizothorax richardsonii*. No entanto, AGRAWAL e SHARMA (1965) observaram que as células hepáticas no fígado de *Myotus vittatus* estão distribuídas irregularmente, o mesmo ocorre em *Rhynchobdella aculeata* descrito por SRIWASTWA (1970) e em *Gasterosteus aculeatus* por HALE (1965).

Em *Trichomycterus* sp. as células hepáticas não se organizam formando cordões nítidos, como observado nos vertebrados superiores e em algumas espécies de peixes. O seu arranjo irregular não permite a formação de sinusóides organizados. Não são formados lobos, o que é observado também por ULIBARRIE (1982) em *Serrasalmus spilopleura*.

Os hepatócitos poliédricos, de núcleo esférico e central, com nucléolo evidente e citoplasma granular, são encontrados em praticamente todas as espécies estudadas e citadas acima,

ocorrencia da mesma forma em *Trichomycterus* sp.

Em *Trichomycterus* sp., a vesícula biliar grande possibilita o armazenamento de um volume maior de suco biliar. Isto pode estar relacionado com uma digestão rápida, quando o alimento é de natureza animal, a qual utilizaria uma maior quantidade de sais emulsificantes.

O local onde desemboca o ducto biliar, acompanhado pelo tecido pancreático, sugere que a maior parte da digestão ocorra na alça I do intestino médio em *Trichomycterus* sp.

No entanto, para que possamos entender melhor a participação do fígado tanto no fenômeno da digestão como em outros processos metabólicos da espécie estudada, serão necessários outros estudos, mais específicos e objetivos.

ULTRAESTRUTURA

A microscopia eletrônica de varredura (SEM) foi utilizada por diversos autores, com a finalidade de descrever a superfície epitelial em diferentes regiões e cavidade do corpo de peixes. SIS et alii (1979) estudou a superfície intestinal de *Ictalurus punctatus*, EZEASOR e STOKOE (1984) de *Salmo gairdneri* e CACECI e HRUBEC (1984 e 1990) de *Carassius auratus* e *Poecilia spp.* Os botões gustativos em peixes foram primeiramente estudados por SCHULZE (1863) e os estudos com ultraestrutura foram realizados inicialmente por TRUJILLO - CENOS (1961). Em seguida outros autores buscaram mais informações acerca destas estruturas sensitivas em peixes. dentre eles REUTTER et alii (1974) em *Xiphophorus helleri*, ONO (1980) em alguns Loricarídeos e BREIPOHL et alii (1973) estudou o epitélio olfatório. Da mesma forma FLATT (1977) investigou a distribuição e orientação das células olfatórias também em órgãos otólitos de peixes. JOYCE e CHAPMAN (1978) estudou os barbilhões nasais de *Ictalurus punctatus* e ISHII e RONMA (1981) os dentes faríngeos de *Lebistes reticulatus*. Em todos estes trabalhos, pudemos observar que quando a SEM é associada aos estudos histológicos e/ou ultraestruturais (microscopia eletrônica de transmissão), facilita muito a compreensão dos resultados.

Assim, tendo em vista que há poucos estudos a respeito de órgãos sensitivos de peixes ONO (1980), resolveu-se investigar a superfície epitelial do trato digestivo de *Trichomycterus sp.*, com o intuito de conhecer melhor a morfologia do mesmo, e

identificar estruturas sensitivas no epitélio e na mucosa.

Ao observarmos o aparelho bucal de *Trichomycterus* sp., podemos verificar a grande quantidade de botões gustativos, encontrados tanto nos barbilhões como nos lábios. Isto confirma as afirmações discutidas anteriormente, quanto à capacidade desta região da cabeça funcionar como agente seletor na procura de alimento.

Segundo REUTTER et alii (1974), *Xiphophorus helleri* apresenta 3 tipos de botões gustativos na cavidade bucofaringeana. O tipo I estaria localizado sobre as valvas orais podendo formar papilas, o tipo III na porção distal e o tipo II seria intermediário, localizado sobre a língua e parte faríngeal dos arcos branquiais. Ainda segundo o mesmo autor, além das diferenças morfológicas foram encontradas diferenças neuroistoquímicas entre os 3 tipos.

Em *Trichomycterus* sp., também são encontradas diferenças morfológicas bastante evidentes, se compararmos os botões gustativos localizados no aparelho bucal e nas diferentes regiões da cavidade bucofaringeana.

De uma forma geral os botões gustativos do tipo I descritos por REUTTER et alii (1974), são os que mais se assemelham aos encontrados em *Trichomycterus* sp.

As diferenças no número e tamanho dos prolongamentos externos das células receptoras internas, encontradas na espécie em estudo, foram também observados por REUTTER et alii (1974) em *Xiphophorus helleri*. Segundo este autor, o número de prolongamentos sensoriais depende do tamanho do botão gustativo. Esta afirmação não pode ser generalizada para todos os tipos

de botões gustativos encontrados em *Trichomycterus* sp. Nos lábios observamos que, se comparados os resultados histológicos e ultraestruturais, apesar dos botões gustativos serem bastante desenvolvidos, não ocorre a presença evidente dos prolongamentos externos das células sensitivas.

Segundo REUTTER et alii (1974) o polimorfismo encontrado na superfície dos botões gustativos, não tinha ainda sido observado em outras espécies investigadas. No entanto foram encontrados em *Trichomycterus* sp. e, se comparados com os mamíferos, podemos sugerir que os botões gustativos morfologicamente diferentes, podem não estar relacionados somente com um tipo de mecanismo receptor.

As diferenças encontradas na superfície das células epiteliais dos barbilhões e lábios, de *Trichomycterus* sp. não tem sido observadas nos trabalhos consultados. Apesar de não haver nenhum tipo de queratinização do epitélio, nos lábios o enrugamento característico do epitélio, pode estar relacionado com o hábito alimentar voraz da espécie, se considerarmos uma maior rigidez da estrutura. A presença deste mesmo tipo de epitélio na faringe e áreas dentígeras faríngeanas, reforça esta relação com o tipo de alimento, que pode ser composto de presas vivas e móveis.

A presença de "microridges" observadas na superfície das células que revestem o epitélio da mucosa em diversos peixes, principalmente na região mastigatória ou em outras regiões da cavidade bucal, e nas valvas orais não foi observada em *Trichomycterus* sp. No entanto a superfície dessas células

apresenta prolongamentos citoplasmáticos, lembrando pequenas microvilosidades.

Segundo REUTER et alii (1974), os "microridges" não tem ainda uma função conhecida. No entanto de acordo com diversos outros autores, podem se relacionar com trocas gasosas, receptores olfatórios, distribuição do muco, secreção de cutícula e mecanismos de defesa contra traumas, estabilizando a superfície epidérmica da mucosa (HAWKES, 1974; MERRILEES, 1974).

A observação das aberturas das células mucosas no aparelho bucal e cavidade bucofaringeana, auxiliaram a interpretar a sua distribuição e relação com o hábito alimentar da espécie em estudo, embora não tenham sido identificadas no epitélio dos lábios, áreas ventígeras e faringe. Nestas regiões no entanto, foi possível identificar a presença abundante destas células pelos resultados histológicos e histoquímicos, o que evidencia a importância dos dois tipos de abordagens.

No intestino anterior, observamos que o pequeno número de botões gustativos encontrados no esôfago, não confere a este órgão grande importância seletiva do alimento, o que é confirmado através dos resultados histológicos e por diversos autores.

O estudo de SEM realizado na superfície epitelial da mucosa do esôfago e estômago de *Trichomycterus* sp., permitiu-nos uma melhor interpretação das células que o compõe. Quando observamos a região de transição e as criptas gástricas, ficou muito mais evidente a modificação aórupta que sofre o epitélio, bem como a forma arredondada e protuberante que apresentam as células superficiais do epitélio do estômago, e sua participação na

formação das criptas.

Uma melhor compreensão da formação e disposição da valva pilórica, foi possível com os resultados de SEM. Devido à sua disposição em relação aos órgãos que delimita, podemos observar que esta estrutura, é formada por uma projeção da parede do intestino mais voltada para a região pilórica. Portanto sugerimos que o fator determinante e que impede o refluxo do alimento ao estômago, está relacionado também com a diminuição da luz no órgão nesta região, e com o maior espaço encontrado no interior do intestino médio (alça I), se comparado com a região pilórica, e não com a formação de uma barreira estrutural, como observado nitidamente na valva íleo-retal. No entanto, como o órgão foi seccionado longitudinalmente para melhor exposição da valva pilórica, isto pode ter alterado o posicionamento normal da estrutura, com mostram os resultados histológicos.

CACECI e HRUBEC (1984 e 1990) estudando as espécies *Carassius auratus* e *Poecilia spp.* respectivamente, utilizou a SEM para investigar o padrão das dobras do intestino destas espécies, bem como as estruturas epiteliais superficiais. Assim as observações feitas pelo autor em relação à superfície epitelial da mucosa, foram também identificadas em *Trichomycterus sp.* A presença de elementos semelhantes a secreção mucosa, encontrados na espécie em estudo, foram caracterizado por CACECI (1984) como gotas de muco da superfície mucosa. Em *Trichomycterus sp.*, estas estruturas são diferentes da secreção mucosa encontrada normalmente. No entanto, como não foi evidenciado nenhum tipo celular diferente nos resultados histológicos, sugerimos que

estejam relacionadas com a maneira como a célula caliciforme secreta o muco sintetizado por ela. Uma forma de secreção mais lenta poderia formar relevos na superfície da gota de muco.

Os enterócitos individualizados, denominação dada por CADECI (1984), foram também observados em *Trichomycterus* sp., embora não tenham sido relacionados com qualquer atividade funcional do intestino. Da mesma forma estas células não foram evidenciadas histologicamente e portanto torna-se difícil uma correlação desta estrutura através dos 2 métodos de investigação utilizados.

De uma forma geral, os resultados obtidos na superfície epitelial da mucosa dos intestinos médio e reto de *Trichomycterus* sp., não diferem muito daqueles investigados por outros autores. Parece portanto haver um padrão na superfície epitelial do intestino de peixe, quando são observadas diferentes espécies, utilizando-se o SEM.

5 - CONCLUSÕES

- 1 - O trato digestivo de *Trichomycterus* sp. apresenta características morfológicas que assemelham-se as de outras espécies carnívoras estudadas.
- 2 - Os barbilhões, devido ao grande número de botões gustativos presentes na epiderme, funcionam como estrutura especializada na detecção e seleção do alimento.
- 3 - O alimento pode ainda ser selecionado no interior da cavidade bucofaringeana, onde se encontra também um grande número de botões gustativos.
- 4 - No aparelho bucal praticamente só ocorre liberação de mucopolissacarídeos de natureza neutra.
- 5 - O grande número de células mucosas na cavidade bucofaringeana e esôfago facilita a deglutição do alimento.
- 6 - Na cavidade bucofaringeana, no esôfago, intestino médio e reto ocorrem liberação de mucopolissacarídeos de natureza neutra e ácida (carboxilados e sulfatados).
- 7 - As áreas dentígeras funcionam como estruturas de apreensão de alimento sem que este seja triturado ou macerado.

- 8 - *Trichomycterus* sp. apresenta morfologicamente 6 tipos diferentes de botões gustativos, localizados no aparelho bucal, cavidade bucofarigeana e esôfago.
- 9 - O estômago funciona como órgão armazenador temporário de alimento e parece não ter uma participação muito expressiva na digestão do alimento.
- 10 - No estômago ocorre apenas a liberação de mucopolissacarídeos de natureza neutra.
- 11 - A maior parte da digestão ocorre na alça I do intestino médio.
- 12 - A valva íleo-retal separa distintamente os intestinos médio e reto.
- 13 - A natureza química de carboidratos não pode ser relacionada diretamente com o tipo de alimento ingerido, ou com o hábito alimentar da espécie *Trichomycterus* sp.
- 14 - *Trichomycterus* sp. procura seu alimento preferencialmente no fundo, e apresenta hábitos alimentares carnívoros e vorazes.

APÊNDICES

01 - Solução Aquosa de Bouin

. Solução aquosa de Ácido Pícrico saturada.....	75	ml
. Formaldeído.....	25	ml
. Ácido Acético Glacial.....	0,5	ml

OBS: O ácido acético glacial foi adicionado à solução somente momentos antes da utilização do fixador.

02 - Fixador Helly

. Dicromato de Potássio.....	2,5	gr
. Bicloreto de Mercúrio.....	5,0	gr
. Sulfato de Sódio.....	1,0	gr
. Formalina neutralizada.....	10,0	ml

Preparo: Aquecer 100 ml de água destilada, dissolver o dicromato de potássio, em seguida o sulfato de sódio e por fim o bicloreto de mercúrio. Momentos antes de sua utilização, adicionar à solução 10 ml de formalina neutralizada (1 ml de formáldeído para 9 ml de água destilada).

03 - Confeção das Lâminas Permanentes

a) Desidratação:

Alcool 70%, 80% e 90% por 01:30 horas cada banho.

Alcool 95% Over Nigth

Alcool Absoluto I, II, III e IV por 01:30 horas cada
banho

Alcool + Xilol (1:1) Over Nigth

b) Diafanização:

Xilol I - 01:30 horas

Xilol II - 15 a 30 minutos dependendo do tamanho da peça

c) Infiltração:

Parafina + Xilol (1:1) - 2 horas

Parafina pura - 2 horas

d) Inclusão e Emblocagem:

Parafina a 60 graus Celsius

Paraplast até 62 graus Celsius

e) Coloração:

e.1 - Desparafinização

Xilol I - 5 min

Xilol II - 5 min

e.2 - Hidratação

Alcool 90%, 80%, 70% e Água Destilada - 5 min cada

e.3 - Coloração

e.4 - Desidratação

Alcool 70%, 90%, Alcool 100% duas vezes, Alcool 100% + Xilol (1:1), por 3 min cada.

e.5 - Montagem

Xilol I, Xilol II por 3 min cada.

Resina

Bálsamo, Etherlan ou Polymalt

04 - Fixador Karnowski para Historesina

. Paraformaldeído.....	0,5 gr
. Tampão Fosfato 0,2M.....	25 ml
. Cloreto de Cálcio.....	25 mg
. Água Destilada.....	20 ml

Preparo: Aquecer a água até 60 graus Celsius e dissolver o paraformaldeído, adicionando algumas gotas de solução saturada de hidróxido de sódio, até a solução ficar cristalina. Adiciona o cloreto de cálcio dissolvido no tampão fosfato 0,2M, filtra.

05 - Fixação, Lavagem e Inclusão para Histoiresina

a) Fixação :

2 horas em Karnowski

b) Lavagem :

2 trocas de 10 min cada em tampão fosfato 0,1M

Água destilada 5 min

c) Desidratação:

Álcool 50%, 70%, 90%, 100% duas trocas de 10 min em cada álcool.

d) Pré-filtração:

2 horas em temperatura ambiente na solução de Álcool 100% mais GMA (solução de infiltração) (1:1).

Solução de Infiltração

Histoiresina.....50 ml

Ativador..... 0,5 gr

e) Infiltração:

"Over Night" em GMA

f) Inclusão:

Em moldes plásticos na solução de inclusão

Solução de Inclusão

Solução de Infiltração GMA.....15 ml

Acelerador.....01 ml

g) Polimerização:

1 a 2 horas na temperatura ambiente. Em ambientes úmidos coloca-se os blocos no dessecador com sílica gel.

- Preparo do Tampão Fosfato

Solução A - Fosfato monossódio

1 Água.....2,76 gr ou

2 Água.....3,12 gr, dissolve-se em 100ml de
água destilada

Solução B - Fosfato disódio

2 Água.....3,56 gr ou

7 Água.....5,37 gr ou

12 Água.....7,16 gr, dissolve-se em 100 ml
água destilada

pH - Para o pH 7,4 utiliza-se 19 ml de solução A, e 81 ml de
solução B.

Para abaixar o pH, usa-se a solução A e para subir o pH
usa-se a solução B.

06 - Hematoxilina de Harris e Eosina Floxina

a) - Hematoxilina Alcoólica 10%

. Hematoxilina.....	2	gr
. Alcool Absoluto.....	20	ml
- Alúmen de Potássio.....	20	gr
- Oxido de Mercúrio Vermelho.....	1	gr
- Água Destilada.....	400	ml

Preparo: . Dissolver a hematoxilina em 20 ml de álcool absoluto
 . Dissolver o alúmen de potássio em 400 ml de água destilada e em seguida, o óxido de mercúrio mais a hematoxilina.
 Levar ao fogo, permanecendo em ebulição por 5 minutos, esfria rapidamente em água corrente, e depois no gelo. Quanto mais rápido o resfriamento melhor. Cora em 1 minuto.

b) Eosina Amarela 1% (500 ml estoque)

Floxina 1% (200 ml estoque)

. Eosina 1%	62	ml
. Floxina 1%	6,25	ml
. Alcool 95%	487,5	ml
. Ácido Acético Glacial.....	2,5	ml

* Cora em 30 segundos

07 - Tricrômico de Masson

. Hematoxilina de Harris	(1 min)
. Água corrente	(5 min)
. Fucsina Ácida 1%	(30 seg)
. Ácido Fosfomolíbdico 1%	(3 min)
. Azul de Anilina	(3 min)
- Azul de Anilina	01 gr
- Ácido Acético Glacial.....	01 ml
- Água Destilada.....	100 ml
. Água acética 1%	(1 min)
. Alcool acético	(1 min)

08 - Tricrômico de Mallory

. Solução A

Fucsina Ácida0,5 gr
 Água Destilada100 ml

. Solução B

Azul de Metileno ou

Azul de Anilina0,5 gr

. Orange G2,0 gr

. Ácido Fosfotungstico1,0 gr

. Água Destilada100 ml

Procedimento: - Solução A (15 min)

- Lavar em água

- Solução B (15 a 30 min)

- Diferenciar em álcool 95%

- Desidratar, diafanizar e montar

09 - Tricrômico de Alcian Blue para dente e osso

. Alcian Blue 8GX 0,5% (30 min)

. Hematoxilina de Harris (1 min)

. Fucsina Ácida de Fonceau (15 min)

- Fucsina Ácida1 gr

- Água Acética 0,5%100 ml

. Água Acética 1% (1 min)

. Álcool Acético 1% (1 min)

10 - Ácido Periódico - Schiff (PAS)

- Reativo de Schiff

. Fucsina Básica	1	gr
. Metabissulfito de K ou Na	1	gr
. HCl 1N	20	ml

Preparo: Dissolve a fucsina básica em 200 ml de água destilada fervendo, aos poucos . 5 minutos de fervura. Abaixa a temperatura para 50 graus Celsius, filtra e adiciona 20 ml de HCl 1N, com a solução a 25 graus Celsius. Adiciona o metabissulfito. Deixa em ambiente escuro até por 12 horas, observa se está formada uma cor "palha". Se a coloração estiver rósea, coloca-se 300 mg de carvão ativado, para absorver a sujeira por 12 horas. Filtra e conserva em geladeira a 4 graus Celsius. Para o uso, retira-se da geladeira previamente, até adquirir a temperatura ambiente.

- Procedimento:

. Ácido Periódico 0,5%	(10 min)
. Água Destilada	(20 seg)
. Reativo de Schiff	(20 min)
. Água Sulfurosa	(3 banhos de 3 min cada)
HCl 1N	10 ml
Metabissulfito de K ou Na 10%	10 ml
Água Destilada	150 ml
. Água corrente	(10 min)
. Hematoxilina de Harris	(15 seg)

11 - Alcian Blue pH 2,5

- . Alcian Blue 8GX 1%
- . Ácido Acético Glacial 3% (usado para abaixar o pH)

- Procedimento:

- . Alcian Blue 1% (10 a 15 min)
- . Lavar em água destilada
- . Desidratar, diafanizar e montar

12 - Alcian Blue pH 1,0

- . Alcian Blue 8 GX 1%
- . Ácido clorídrico 0,1N (usado para abaixar o pH)

- Procedimento:

- . Alcian Blue pH 1,0 (30 min)
- . Lavar em água destilada
- . Desidratar, diafanizar e montar

13 - Alcian Blue + Ácido Periódico - Schiff (PAS)

- . Alcian Blue 8 GX 1% pH 2,5
- . PAS

- Procedimento:

- . Alcian Blue 1% (20 min)
- . PAS (conforme Apêndice 10)
- . Desidratar, diafanizar e montar.

14 - Alcian Blue + Alcian Yellow

- . Alcian Blue 8 GX 0,5 % pH 1,0 (30 min)
- . HCl 0,1N (10 seg)
- . Lavar em água
- . Alcian Yellow GX 0,5 % pH 2,5 (30 min)

* Abaixar o pH com ácido acético 3%

15 - Fixador Karnowski para ME

- . Glutaraldeído 2,5%2 ml
- . Paraformaldeído 1,8%3,6 ml
- . Tampão Cacodilato 0,4M10 ml
- . Água Destilada4,4 ml

* Concentração final 0,2M

* pH final 7,2

* Tempo de Fixação 2 horas

16 - Pós- Fixação em Tetróxido de Ósmio

- . 2 partes de Tetróxido de Ósmio 4%
- . 4 partes de Tampão Cacodilato 0,4M
- . 2 partes de Água Destilada

* Tempo de pós-fixação 2 horas

17 - Protocolo de Rotina para Microscopia Eletrônica de Varredura

a) Fixação:

- . Karnowski (Apêndice 15)

- . Tempo: 24 horas

b) Pós-fixação:

- . Tetróxido de Ósmio (Apêndice 16)

- . Tempo: 2 horas

c) Lavagem:

- . 5 vezes em cacodilato 0,2M por 5 min cada após a fixação

- . 5 vezes em água destilada por 5 min cada, após a pós-fixação

d) Desidratação:

- . Alcool absoluto (3 banhos de 15 minutos cada)

- . Ponto Crítico com gás carbônico líquido

e) Metalização:

- . Ouro

7 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 1 AGRAWAL, V. P., RASBANSI, V. K.. A comparative study of gustatory cutaneous sense organs of a few fresh-water fishes. *J. Zool. Soc., India*, v. 17, n. 1 e 2, p. 1-7, 1967.
- 2 ----- . SHARMA, V. Morpho-histological studies of the digestive tract of *Myostus vittatus* (Bloch). *Proc. Nat. Acad. Sc., Indian*, v. 36 B, p. 441-456, 1965.
- 3 AL-HUSSAINI, A. H.. The anatomy and histology of the alimentary tract of the bottom-feeder *Mulloides auriflamma* (Forsk). *J. Morphol., New York*, v. 78, p. 121-153, 1946 a.
- 4 ----- . The anatomy and histology of alimentary tract of the coral feeding fish *Scarus sordidus*. *Bull. Inst. Egypte*, v. 27, p. 349-377, 1946 b.
- 5 ----- . The anatomy and histology of the alimentary tract of the plancton feeder *Aterina forskali*. *J. Morphol., New York*, v. 80, p. 251-286, 1947 a.
- 6 ----- . The feeding habits and the morphology of the alimentary tract of some teleosts living in the neighbourhood of the marine biological stations. *Publ. Mar. Biol. Stu. Al Ghardaga*, v. 5, p. 4-61, 1947 b.
- 7 ----- . On the functional morphology of the alimentary tract of some fish in relation to differences in their feeding habits: anatomy and histology. *Q. J. Microsc. Sci., England*, v. 90, p. 109-140, 1949 a.
- 8 ----- . On the functional morphology of the alimentary tract of some fish in relation to differences in their Feeding habits. II - Cytology and Physiology. *Quant. J. Micr. Soc. London*, v. 90, p. 223-254, 1949 b.
- 9 ----- . KHOLY, A. A.. On the functional morphology of the alimentary tract of some omnivorous teleost fish. *Proc. Egypt Acad. Sci.*, v. 9, p. 17-39, 1953.
- 10 AMLACHER, E.. *Manual de enfermedades de los peces*. ed. Zaragoza: Acribia, 1964.
- 11 ----- . Beitrag zur anatomie der karpfenleber (*Cyprinus carpio* L.). *Z. Fisch. (N. S.)*, v. 3, p. 311-336, 1954.

- 12 ANDERSON, B. G., MITCHUM, D. L.. **Atlas of trout histology.**
Wyoming: Wyoming Game Fish Department, 1974. 110 p.
- 13 ANDERSON, T. A.. Histological and cytological structure of the gastrointestinal tract of the luterick, **Girella tricuspidata** (Pisces, Kyphosidae), in Relation to Diet. **J. Morphol.** , New York, v. 190, p. 109-119, 1986.
- 14 AOYAGI, H.. General notes on the freshwater fishes of the japonese archipelago. **Taishukanshoten**, Tokyo, 272 p. 1957.
- 15 ARAI , R.. A chromosome study on two cyprinid fishes, **Acrossocheilus labiatus** and **Pseudorasbora pumila pumila** with notes on eurasian Cyprinids and theirs karyotypes. **Bull. Natn. Sci. Mus.**, Tokyo, v. 8 ser. A, n. 3, p. 131-152, 1982.
- 16 ARRATIA, G., CHANG, A. G., MENU-MARQUE, S., ROJAS, G. M.. About **Bullockia** gen. nov., **Trichomycterus mendozensis** n. sp. and revision of the family Trichomycteridae (Pisces, Siluriforme). **Studies on Neotropical Fauna and Environm**, Lisse-Netherlands, v. 13,p. 157-194, 1978.
- 17 -----, MENU-MARQUE, S. New catfishes of the genus **Trichomycterus** from the high Andes of South America Pisces, Siluriformes with remarks on distribution and ecology. **Zoologische Jb. (Syst.)**, Jena-East Germany, v. 3, n. 4, p. 493-520, 1984.
- 18 ASHLEY, L. W.. Comparative fish histology. pp. 3-30 In: RIBELIN, W. E., MIGARI, G. **Patology of Fishes**. Madison: Iniversity of Wisconsin, 1975. p. 3-30.
- 19 BABKIN, B. P., BOWIE, D. G.. The digestive system and Function in **Fundulus heteroclitus**. **Biol. Bull.**, Hoods Hale-USA, v. 54, p. 254-278, 1928.
- 20 BARDACH, J. E., ATEMA, J.. The sense of taste in fishes. in: BEIDLER, L. M.. **Handbook of Sensory Physiology**. 2. ed., v. 4. Berlin. Heidelberg: Springer-verlag, 1971. p. 293-336.
- 21 BARNARD, K. H.. Further notes on South African marine fishes. **Ann. South African Mus.**, v. 36, p. 341-406, 1948.
- 22 BARON, H.. Insel - und zymogengewebe in ihren gegenseitigen ezichuingen bei **Gasterosteus aculeatus** und einigen aderen teleosteern. **Z. Wiss Zool.**, Leipzig-East Germany, v. 146, p. 1-40, 1934.
- 23 BARRINGTON, E. J. W.. The alimentary canal and digestion. In: **The Physiology of Fishes**. New York: Academic, 1957.

- 24 BARTON, V. K.. *Salmo salar* the digestive tract in kelts.
J. Anat., London, v. 36, p. 142- 146, 1902.
- 25 BASKIN J. N.. Struture and relationships of the
Trichomycteridae. New York, 1972. 409 p., thesis, Phd,
University of New York.
- 26 BELISIO, N. B.. Anatomia e histologia del trato digestivo de
algunos Pimelodideos argentinos. *Anais Segundo Cogresso
Latino-Americano de Zoologia*, São Paulo, v. 2, p.107-123,
1962.
- 27 BERG, L. S.. Classification of fishes, both recent and
fossil. Moscou, 1940
- 28 BERTIN, L.. Appareil digestif. In Grassé, P.P.Traité de
Zoologie. 2. ed. Paris: Masson et Cie, 1958.
- 29 BERNDT, O.. Morpfologie und histologie des rumptdarmes
von *Anguilla fluviatilis* und die veränderungen desselben im
individualzyklus, *Zool. Jb.*, 64 p., 1938.
- 30 BHATTI, H. K.. The integument and dermal skeleton of
Siluroidea. *Traus. Zool. Soc.*, London, v. 24, 1938.
- 31 BHATTI, I. H.. On the cutaneous sense-organs of a common
Siluroid fish, *Rita rita* (Hamilton). *Proc. Natl. Inst. Sci.
India*, v. 8, p. 547-556, 1952.
- 32 BIEDERMANN, W.. Handb. d. vergl. physiol. Ed. H.
Winterstein, Bd. 2, Halfe J. Lena, Germany. 1911.
- 33 BISHOP, C. ODENSE, P. H.. Morphology of the digestive
tract of the cod *Gadus morhua*. I. *Fish Res. Board Cam.*,
v.23, p.1607-1615, 1966.
- 34 BLAKE, I. H.. Studies on the comparative histology of
the digestive tube of certain teleost fishes. *J. Morphol.*,
New York, v. 50, p. 39-70, 1930.
- 35 ----- . Studies on the comparative histology of the
digestive tube of certain teleost fishes. *J. Morphol.*, New
York, v. 60, p. 77-102, 1936.
- 36 ----- . Studies on the comparative histology of the
digestive tube of certain teleost fishes. III - A botton-
feeding fish , the sea robin *Prionotus carolinus*. *J.
Morphol.*, New York, v. 60, p.77-102, 1937.
- 37 BOLTON, L. L.. Basophile (Mast.) cells in the alimentary
Canal of salmonoid fishes. *J. Morphol.*, New York, v. 54, p.
549-592, 1933.

- 38 BREIPOHL, W., BIJUANK, G. J. & ZIPPEL, H. P.. Die oberflächenstruktur der olfaktorischen Drüsen des Goldfishes (*Carassus auratus*). Eine rastermikroskopische Studie. *Z. Zellforsch mikrosk Anat.*, v. 140, p. 567-582, 1973.
- 39 BUCKE, D. The anatomy and histology of the alimentary tract of the carnivorous fish the pike *Esox lucius*. *Fishies Biology*, v. 3, v.4, 1971.
- 40 BUHLER, H.. Die verdanlwsorgane der stromateidae (Teleost). *Zeitxhrrf. Morph. V. Okolog. d. Tiere*, v. 19, p. 59-115, 1930
- 41 BULLOCK, W. L.. The intestinal histology of the mosquito fish, *Gambusia affinis* (Baird and Girard). *Acta Zool.*, Stockholm, v. 48, n. 1 and 2, p. 1-7, 1967.
- 42 CACECI, T.. Scanning elctron microscopy of goldfish, *Carassius auratus*, intestinal mucosa. *J. Fish Biol.*, London, v.25, p. 1-12, 1984.
- 43 -----, HRUBEC, T. C.. Histology and ultrastruture of the gut of the black molil (*Poecilia spp.*), a hibrid Teleost. *J. Morphol.*, New York, v. 204, p. 265-280, 1990.
- 44 CASTRO, N. M., SASSO, W. S., KATCHBURIAN, E.. A histology and histochemical study of the gizzard of the *Mugil sp.* *Acta Anat.*, Switzerland, v. 45, n. 1-2, p. 155-163, 1961.
- 45 CHAICHARN, A., BULLOCK, W. L.. 1967 The histopathology of acanthocephalan infections in suckers with observations on the intestinal histology of two species of catastomid fishes. *Acta Zool.*, Stockholm, v. 48, p. 19-42, 1967.
- 46 CHAD, L. N.. Digestive system and feeding habits of the cunner, *Tautogolabrus adspersus*, a stomachless fish. *Fish Bull.*, Ireland, v. 71, p. 565-586, 1973.
- 47 CHARDON, M. Anatomic compareé de l'appareil de weber et des strtures conexes chez les Siluriformes. *Mus Royal de L'Afrique Centrale. Ser. in 8, Sci. Zool.*, v. 169, p. 1-227, 1968.
- 48 CHAUDHRY, H. S., KHANDELWAL. O. P.. The anatomy and histology of the alimentary tract of *Orienus plagiostomus* (Heckel). *Ann. Zool. Jap.*, v.34, p. 139-152, 1961.

- 49 CHAVES, P. T. C., VAZZOLER, C. Aspectos Biológicos de Peixes Amazônicos. III. Anatomia microscópica do esôfago, estômago e cecos pilóricos de *Semaprochilodus insignis* (Characiformes: Prochilodontidae). *Acta Amazônica*, v.14, n. 3-4, p. 343-353, 1984.
- 50 CHITRAY, B. B., SAXENA, D. B.. Functional anatomy of the digestive organs of fresh water fish of India, *Heteropneustes fossilis* and *Clarias batrachus*. *J. Morphology Vest. Cs. Spol. Zool.*, v. 26, n.2, p. 148-159, 1962.
- 51 CHU, Y. T..Comparative studies on the scales chinese Cyprims, with particular reference to taxonomy and evolution. *Biol. Bull. St. John's Univ.*, Shanghai, v. 2, p. 1-225, 1935.
- 51 CIARDELLI, A. Anatomy of the feeding mechanism and the food habits of *Microspathodon chrysurus* (Pisces:Pomacentidae). *Bull. Mar. Sci.*, Lawrence - USA, v. 17, p. 845-883, 1968.
- 52 CIULLO, H. R.. Intestinal histology of *Fundulus heteroclitus* with observations on the effects of starvation. In: RIBELIN, W. E., MIGAKI, G.. *Pathology of Fishes*. Madison: University of Wisconsin, 1975. p. 733-767.
- 53 CLARK, G. *Staining Procedures*. 4 ed. Baltimore: Willians & Wilkins, 1981, 512 p.
- 54 CLARKE, A. J., WHITCOMB, D. M.. 1980 A study of the histology and morphology of the digestive tract of the common eel (*Anguilla anguilla*). *J. Fish. Biol.*, v.16, p. 159-170, 1980.
- 55 COOPER, J. S.. *The dental anatomy of the Genus lacerta*. Bristol, 1963. Thesis, University of Bristol.
- 56 ----- . Tooth replacement in the slow worm *Angris fragilis*. *J. Zool.*, London, v. 150, p. 235-248, 1966.
- 57 CRYSTAL, J.. *South African. J. Med. Sci.*, v. 65, p. 53, 1946.
- 58 CULLING, C.F., ALLISON, R. T., BARR, W. T.. *Cellular Pathology Techniques*. 4. ed.. London: Butterwarth & Co. Publishers) Ltd, 1985.642 p.
- 59 CURRY, E.. The histology of the digestive tube of the carp (*Cyprinus carpio communis*). *J. Morphol.*, New York, v.65, p.53-78, 1939.

- 60 DALELA, R. C.. Morpho-histology studies of the alimentary tract in the mastocumbelid eel, **Macragnathus aculeatus**. J. Zool. Soc., India, c 21, p. 117- 128, 1969.
- 61 DAS, S. M. Studies on the food of some common fishes of uttar Pradesh, India. Part II. **proc. Nat. Acad. Sci., India**, v. 26, p. 213-223, 1956.
- 62 DAWES, B.. The histology of the alimentary tract of the Plaice (**Pleuronectes platessa**). Q. Microsc. Sci., England, v. 73, p. 243-274, 1929.
- 63 DE BUEN, Ictiologia. La familia ictaluridae nueva para la fauna aclimatadas de Chile y algunas consideraciones sobre los Siluroidei Indigenas. **Inv. Zool. Chilenas**, 4: 146-58, v. 4 p. 146-158, 1958.
- 64 DHARAMRAJAN, M. The anatomy and histology of the alimentary System of **Otolithus ruber**. **Proc. Ind. Sci. Cong.**, v. 23, 1936.
- 65 DIXIT, R. K., BISHT, J. S.. Histomorphology of the alimentary canal of a hill-stream teleost, **Schizothorax richardsonii** (Gray and Hard). **Zool. Beitrage**, v.18, n. 3, p. 321-338, 1972.
- 66 DOBSON, G. E.. Notes on respiration of some species of Indian fresh water fishes. **Proc. Soc. London**, p. 312, 1874.
- 67 DZHUMALIYEV, M. K. The struture of the epithelium in fishes from different taxonomic groups. **Biol. Nauki. Kazakh**, v. 11, p. 65-75, 1982.
- 68 EDINGER, L.. Uber die schleimhaut des fischdarmes. **Arch. Mikre. Anat.**, v. 13, p. 651-692, 1876.
- 69 ----- . Veber die schleimhaut des fischdarmes nebst bemerkungen zur phylogenese der drusen des darmrohres. **Arch. Mikr. Anat.**, v. 13, p. 651-692, 1877.
- 70 ----- . Uber die schleimhaut des fischdarmes. **Arch. Mikrosk. Anat. Entw. Meeh.**, v. 13, p. 615-692, 1887.
- 71 EDMUND, A. G.. Tooth replacemante phenomenon in the lower vertebrates. **R. Ont. Mus. Life Sci. Div. Contrib.**, Canada, v. 52, p. 1-190, 1960.
- 72 ----- . Sequence and rate of tooth replacement in the Crocodilia. **R. Ont. Mus. Life Sci. Div. Contrib.**, Canada, v. 52, p. 1-190, 1962.

- 73 EIGENMANN, C.. The fresh-water fishes of Patagonia and an examination of the archiplata-archelenis theory. **Rep. Princeton Univ. Exp. to Patagonia 1896-1899**, v. 3 part 2, p. 225-374, 1909.
- 74 ----- . The Pygidiidae, a family of South American catfishes. **Mem. Carnegie Mus.**, v. 7, p.259-398, 1918.
- 75 ----- . The nature and origin of the fishes of the Pacific slope of Ecuador, Peru and Chili. **Proc. Anner. Phil. Soc.**, Philadelphia, v. 60, n. 4, p. 503-523, 1921.
- 76 ----- . The fresh-water fishes of Chile. **Mem. Nat. Acad. Sci.**, v. 22 part 2, p. 1-63, 1927.
- 77 ----- ., ALLEN, W.. **Fishes of Western South America**. Lexington: University of Kentucky, 1942. 494 p.
- 78 ----- ., EIGNMANN, R.. A revision of the South American nematognathi or catfishes. **Calif. Acad. Sci.**, California, v. 17, p. 1-508, 1890.
- 79 ----- ., ----- . A Catalogue of the fresh-water fishes of South America. **Proc. U. S. Nat. Mus.**, v. 14, p. 1-81, 1891.
- 80 EZEASOR, D. N. & STOKOE, W. M.. Scanning electron microscopic study of the gut mucosa of the rainbow trout, **Salmo gairdneri** Richardson. **J. Fish Biol.**, London, v. 17, p. 675-702, 1984.
- 81 FITZGERALD, M. P.. The origin of the hydrochloric acid in the gastric tubules. **Proc. Roy. Soc. Edinb. Sect. B. (Biol.)**, v. 83 B, p. 56-93, 1910.
- 82 FLOREY, H. W.. The secretion and function of intestinal mucus. **Gastroenterology**, Duluth-USA, v.43, p. 326-330. 1962.
- 83 FOWLER, H. W.. **Os Peixes de Água Doce do Brasil**. Arquivos de **Zoologia do Estado de São Paulo**, v. 9. 1 ed. São Paulo: Departamento de Zoologia da Secretaria da Agricultura, 1954. 400 p.
- 84 GALLI, L. F., TORLONI, C. E. C.. **Criações de Peixes**, 3. ed. São Paulo: Nobel S.A., 1985. 119p.
- 85 GAMMON, R. L.. The gross and microanatomy of the digestive tract and pancreas of the channel catfish, **Ictalurus punctatus**. Kansas, 1970. Thesis, Kansas Satte University.

- 86 -----, TIEMEIER, O. W., GIER, H. T.. The gross and microanatomy of the digestive tract and pancreas of the channel catfish, *Ictalurus punctatus*. Transcription of the Kansas Acad. of Sci., v. 75, n. 2, 1973.
- 87 GAUTHIER, G. F., LANDIS, S. C.. The relationship of ultrastructural and citological features to absorptive activity in the goldfish intestine. Anat. Rec., New York, v. 172, p. 675-702, 1972.
- 88 GERBIL'SKIY, N. L.. Analysis of the peculiarities and relationship between histology and anatomical structures in the process of evolution and its importance in evolutionary histology. Proceedings of VI All-Union Conference on Anatomy, Histology and Embryology, Kiev, v. 1 p. 543-47, 1961.
- 89 GHAZZAWI, F. M. Notes and Memoirs Fisheries Research Directorate, Cairo, v. 5, 1933.
- 90 ----- The pharynx and intestinal tract of the Egyptian mullets - *Mugil cephalus* (Linn.) and *Mugil capito* (Tobar). Notes Fish Res. Dir., Cairo, v. 6, 1935.
- 91 GIRGIS, S.. On the anatomy and histology of the alimentary tract of an herbivorous bottom-feeding cyprinoid fish, *Labeo horie* (Curvier). J. Morphol., New York, v. 90, p. 317-362, 1952.
- 92 GLICHRIST, J. D. F.. Notes on Oesophageal Teeth of the stromateidae. Ann. Mag. Natur. Histol., England, v. 9, n.9, p. 249-255, 1922.
- 93 GODINHO, H., TOKUMARU, M. e FERRI, A. G.. Histologia do trato digestivo de *Pimelodus maculatus* Lacépède, 1803 (Pisces, Siluroidei). Rev. Bras. Biol., Rio de Janeiro, v. 30, n. 4, p. 583-593, 1970.
- 94 GOHAR, H. A., LATIF, A. F. A.. The histology of the alimentary tract in representative scarid and labrid fishes. Publ. Mar. Biol. St. Al-Ghardaja, Cairo, v. 11, p. 95-126, 1960.
- 95 GOSLINE, W.. Catálogo dos nematognatos de água doce da América do Sul e Central. Bol. Mus. Rio de Janeiro Rio de Janeiro, nov. ser. n. 33, p. 1-138, 1945.
- 96 GREENE, C. N.. Anatomy and histology of the alimentary tract of king salmon. Bull. U.S. Bur. Fisheries, v. 32, p. 73-100, 1912.

- 97 GRIZZLE, J. M., ROGERS, W. A.. Digestive system. In: **Anatomy and Histology Channel Catfish**. Auburn-Alabama: Agricultural Experiments Station, 1976, p. 19-28.
- 98 GROMAN, D. B.. **Histology of the striped bass**. Bethesda-Maryland USA: American Fisheries Society, 1982, 116 p.
- 99 GULLAND, G. L.. The minute structure of the digestive tract of the salmon and the changes which occur in fresh water. **Anat. Anz.**, Germany, v. 14, p. 441-445, 1898.
- 100 GUPTA, O. P.. Studies on the morphology, histology and the swallowing mechanism of **Xenotodon cancila** (HAM). **Okafimas Folia Anat. Jpn.**, v. 48, p. 29-51, 1971.
- 101 HALE, P.. The morphology and histology of the digestive systems of two fresh-water teleost **Poecilia reticulata** and **Gasterosteus aculeatus**. **J. Zool.**, London, v. 146, p. 32- 49, 1965.
- 102 HANSEN, S. J., YOUSON, N. H.. Morphology of the epithelium in the alimentary tract of the larval lamprey, **Petromyzon marinus** L. J. **Morphol.**, New York, v. 155, p. 193-218, 1978.
- 103 HAWKESS, J. W.. The structure of fish skin. I. General organization. **Cell tiss. Res.**, v. 149, p. 147-158, 1974.
- 104 HENRIKSON, R. C. & MATOLTSY, A.G. III. Club cells and other cell types. **J. Ultrastructure Res.** Duluth, v. 21, p. 222-232, 1967.
- 105 HERNANDEZ - BLAZQUEZ, F. J., FERRI, S.. 1983 Histologia e histoquímica das glândulas mucosas do esôfago de curimatã (**Prochilodus scrofa**, Steindachner 1881). In: **Sociedade Brasileira Progresso da Ciência**, Resumos, Belém : UFF, 1983.
- 106 HERRICK, C. J.. Nerves of siluroid fishes. **J. Comp. Neurol.**, New York, v. 11, p. 177-249, 1901.
- 107 ----- . The organ and sense of taste in fish. **Bull. U.S. Fish Comm.**, p. 237-271, 1903.
- 108 HILLIARD, R. W., POTTER, I. C.. Morphology of the exocrine pancreas of the southern hemisphere lamprey, **Geotria australis**, and Changes during Metamorphosis. **J. Morphol.**, New York, v. 197, p. 33-52, 1988.
- 109 HIRJI, K. N., COURTNEY, W. A. M.. 'Pear - shaped' cell in the digestive tract of the perch **Perca fluviatilis** (L.). **J. Fish Biol.**, v. 15, p. 629-632, 1979.

- 110 HUEBNER E., CHEE, G.. Histological and ultrastructural specialisation of the digestive tract of the intestinal air breather, *Hoplosternum thoracatum* (Teleost). *J. Morphol.* New York, v.157, p. 301-328, 1978.
- 111 IHERING, R. V.. *Dicionário dos animais do Brasil*. Brasília: Universidade de Brasília, 1968.
- 112 ISHIDA, J.. Ciliated intestinal epithelium in teleosts. *Ann. Zool. Jap.*, v. 15, p. 183-189, 1935.
- 113 ISHII, S. & RONMA, F.. The structure of the pharyngeal teeth of the guppy *Lebistes reticulatus* as revealed by scanning electron microscopy. *Fukushima J. Med. Sci.*, v. 28, p. 25-30, 1981.
- 114 ISLAM, A. V.. The comparative histology of the alimentary canal of certain fresh-water teleost fishes. *Proc. Ind. Acad. Sci.*, v. 33, p. 297-321, 1951.
- 115 ISOKAWA, S., KUBOTA, K., KOSAKAI, T., et al.. Some contributions to study of esophageal sacs and teeth of fishes. *J. Nihon. Univer. Sch. Rent.*, Tokyo, p. 103-111, 1965.
- 116 JACOBSSHAGEN, E. Mittel und End Darm. In: Bolk und mitarb., *Handbuch der vergleichenden Anatomie der Wirbeltiere* 3. Berlin and Wien, 1937.
- 117 JORDAN, H. E., SPIDEL, C.C.. Apud AL-HUSSAINI, 1949 b. 1924.
- 118 JOYCE, E. C., CHAPMAN, G. B.. Fine structure of the nasal barbel of the channel catfish, *Ictalurus punctatus*. *J. Morphol.*, v. 158, n.2, p. 109-154, 1978.
- 119 KAPOOR, B. G.. The anatomy and histology of the alimentary canal in relation to its feeding habits of silurid fish (*Wallago attu*). *Zool. Soc., India*, v. 121-210, 1953.
- 120 ----- . The digestive tube of omnivorous cyprinoid fish, *Barbus stigma* (Cuv. and Val.). *Jap. J. Ichthyol.*, v. 6, p. 394-398, 1957a.
- 121 ----- . The anatomy and histology of the digestive tract of a cyprinoid fish *Catla catla* (Ham). *Ann. Mus. Stor. Nat.*, Genova, v. 70, p. 100-115, 1957b.
- 122 ----- . The morphology and histology of the alimentary tract of a plankton feeder, *Gadusia chapra*. *Ann. Mus. Stor. Nat.* Genova, v.70, p. 8-32, 1957c.

- 123 -----, BHARGAVA, S. C.. A study on the barbels of a marine catfish, *Arius thalassimis*. *Jnp. J. Ichthyol.*, v. 14, n. 4-6, p. 201-206, 1967.
- 124 -----, CHAPMAN, G. B.. The alimentary canal and digestion in teleost. *Adv. Mar. Biol.*, San Diego, v. 13, p. 109-239, 1975.
- 125 KATO, K.. On the intestinal epithelium of *Nomeus gronovii*. *Annot. Zool. Jap.*, v. 15, n.2, p. 190-193, 1935.
- 126 KEIL, O.. Zur Anatomie, und Histologie des cypriden Pankreas. *Anat. Anz.*, Germany, v. 13, p. 351-379, 1917.
- 127 KEMP, A.. The histology of tooth plate formation in the Australian lungfish, *Neoceratodus forsteri* (Kreffft). *J. Lim. Soc. Lond. (Zool)*, v. 66, p. 251-287, 1979.
- 128 -----, A comparison of the developing dentition of *Neoceratodus forsteri* and *Callorhynchus milii*. *Proc. Linn. Soc. N. S. W.*, London, v. 107, n.3, p.247-262, 1984.
- 129 KHANNA, S. S.. A study of the buccopharyngeal cavity in some fishes. *Ind. J. Zool.*, v. 3, p. 1-19, 1962.
- 130 -----, Morphology and histology of the teleostan intestine. *Anat. Anz.*, Germany, v. 129, p. 1-18, 1971.
- 131 -----, & MEHROTRA, B. K.. Histomorphology of the buccopharynx in relation to feeding habits. in teleost. *Proc. Nat. Acad. Sci, India*, v. 40B, n. 3, 1970.
- 132 -----, -----, Morphology and histology of the teleostean intestine. *Anat. Anz.*, Germany, v. 129, p. 1-18, 1971.
- 133 KNORRE, A.G.. **Embrional'nyy gistogenez (Embrionic histogenesis)**. Leningrad, Zoological Institute of the USSR Academy of Sciences: Medtsina, 1971.
- 134 KOBAYASI, H., MAEDA, T.. On the pharyngeal bones and their teeth in Japanese acheilognathid fishes (Cyprinidae). *Bull. Japan. Soc. Sci. Fish.*, v. 27, n. 2, p. 113-118, 1961.
- 135 KONFAL, E.. Beiträz zur vergleichender mikroskopischen anatomie der verdauungsrohre der fische. *Acta Fac. Rerum Nat. Univ. Comenianae 12 Zool.*, v. 13, p. 259-267, 1966.
- 136 KOROVINA, V. M., KHOZATSKIY, L. I.. The bauhin's valve in the intestine of teleostean fishes. *Sb Nanchi'nykh tr. Gosn II ozern. i rechan ryb. Khaoz-va*, v. 13, n. 203, p. 72-78, 1983.

- 137 KOSAKAI, T.. Morphological study on the esophageal teeth of some osseous fishes. *Nihon Univ. Dent. J.*, Tokyo, v. 39, p. 236-243, 1965.
- 138 KRAUSE, R.. Vergleichende microscopsche Anatomie der Wirbeltiere. B. I., Berlin, 1922.
- 139 KREMENTZ, A. B., CHAPMAN, G. B.. Ultrastruture of the posterior half of the intestine of the channel catfish, *Ictalurus punctatus*. *J. Morphol.*, New York, v.145, p. 441-482, 1975.
- 140 KRISTAL, J.. The exocrine pancreatic tissue of seven teleosts. *S. Afi. J. Med. Sci. Biol. Suppl.*, v. 11, p. 79-86, 1946.
- 141 KUL'CHITSKIY, N.. Materials for a study of the alimentary canal of fishes. *Zap. Novoros. o - va estestvoispyt.*, v. 12, n. 3, 1987-1988.
- 142 LAL, M. B.. Studies on the anatomy and histology of the alimentary canal of a carp *Tor putitora* (Ham). *Proc. Nat. Acad. Sci.*, India, v. 38, p. 127-136, 1968.
- 143 LANGER, M., VAN NOORDEN, S., POLAK, J. M., et al.. Peptide hormone-like immunoreactivity in the gastrointestinal tract and endocrine pancreas of eleven teleost species. *Cell Tiss. Res.*, v. 199, p. 493-508, 1979.
- 144 LANGE, R. H., KLEIN, C.. The lack of specificity of granule shapes in relation to gastro-entero-pancreatic secretion. In: CONPLAND, R. E., FUJITA, T. **Chromattin, enterochromattin and related cells.** Amsterdam: Elsevier, 1976. p. 293-301.
- 145 LAWSON, R., WAKE, D. B., BECK, N. T.. Tooth replacement in the red-backed salamander, *Plethodon cinereus*. *J. Morphol.*, New York, v. 134, p. 259-269, 1971.
- 146 LEVEY, S. Y., SHEINFELD, S.. The inibition of the proteolytic action of pepsin by sulfate-containing polysaccarides. *Gasteroenterology*, Duluth, v. 27, p. 625-628, 1954.
- 147 LEYDIG, F.. Ueber die Musere Hant einiger Susswasserfische. *Z. Wiss. Zool.*, Leipzig, v. 3, p. 1-12, 1851.
- 148 LILIE, R. D.. 1954 **Histopatologic Technic and Pratical Histochemistry.** New York: Blakiuston, 1954.
- 149 LISON, L.. Recherches sur la struture et l'histogénèse des dents des poissons dipneustes. *Archs. Biol.*, Paris, v. 52, p. 279-320, 1941.

- 150 ----- .. **Histochimie et cytochimie animales.** ed. . Paris: Gauthier Villars, 1960. p.
- 151 MACALLUM, B.. Alimentary canal, liver, pancreas and air bladder of **Amiurus catus**. **Proc. Can. Inst.**, v. 2, p. 384-417, 1884.
- 152 ----- .. The alimentary canal and pancreas of Acipencer, Amia and Lepidosteus. **J. Anat. Physiol.**, v.20, p. 604-636, 1886.
- 153 MAGID, A. M. A.. The epithelium of the gastrointestinal tract of **Polypterus senegalus** (Pisces: Brachiopterygii). **J. Morphol.**, New York, v. 146, p. 447-456, 1975.
- 154 MAHADEVAN, S.. The digestive tube of **Coranx djedaba** and **Trichiuris haumela**. **J. Madras Univ.**, India, v. 21, p. 25-48, 1950
- 155 MARTIN, T. J., ELABER, S. J. M.. Morphology and histology of the alimentary tracts of Ambassidae (Cuvier) (Teleostei) in relation of feeding. **J. Morphol.**, New York, v. 182, p. 295-305, 1984.
- 156 McVAY, J. A., KANAN, H. W. The digestive tract of **Carasius auratus**. **Biol. Bull.**, v. 78, p. 53-67, 1940.
- 157 MEDEIROS, L. O.. **Contribuições ao estudo histoquímico do tecido epitelial do tubo digestivo de Pimelodus maculatus.** Lac. 1803. São Paulo, 1969, Tese, Mestrado, Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de São Paulo.
- 158 MEDEIROS, L.O.; FERRI. S.; GODINHO, H.; MEDEIROS, L.F. Proteins and polysaccharides of the club-shaped cells in the lining epithelium of fish (**Pimelodus maculatus**) digestive tract: histochemical study. **Ann. Histochim.** v. 15, p. 181-186, 1970.
- 159 MEHROTRA, B. K. & KHANNA, S. S.. Histomorphology of the oesophagus and the stomach in some Indian teleosts with inference on theirs adaptational features. **Zool. Beitr.**, Berlin, v. 15, p. 375-391, 1969.
- 160 MENIN, E.. **Anatomo-histologia funcional comparativa do aparelho digestivo de seis Teleostei (Pisces) de água doce.** São Paulo, 1988. 557 p. tese, Doutorado, Universidade de São Paulo.
- 161 MERRILEES, M. J.. Epidermal fine structure of the Teleost **Esox americanus** (Esocidae, Salmoniformes). **J. Ultraestruct. Res.**,v. 47, p. 272-283, 1974.

- 162 MILLER, W. A., RADNOR, C.J.F.. Tooth replacement in young *Caiman sclerops*, J. Morphol., New York, v. 130, p. 501-510, 1970.
- 163 -----, -----, . Tooth replacement in the bowfin (*Amia carva*, Holostei). J. Morphol., New York, v. 140, p. 381-396, 1973.
- 164 -----, ROWE, D. . Preliminary investigations of variations in tooth replacement in adult *Necturus maculosus*. J. Morphol., New York, v. 140, p. 63-76, 1973.
- 165 MOHSIN, S. M. J. Osmania Univ. Fac., v.12, p. 66, 1944. Apud. CHAUDKRY, H. S. and KHANDELWAL, O. P. (1961) lo. cit.
- 166 ----- . Compararive morphology and histology of the alimentary canals in certain groups of Indian teleosts. Acta Zool., Stockholm, v. 43, p. 79-133, 1962.
- 167 MOITRA, S. K. and SINHA, G. M. . Studies on the morpho-histology of the alimentary canal of the carp, *Chagunius chagunius* (Ham) with reference to the nature of taste buds and mucous cell. J. Inland Fish. soc., India, v. 3, p. 44-56, 1971.
- 168 ----- . The structure, distribution and problable function of taste buds and mucous cells in the alimentary tract during the life-history of a fresh - water major carp, *Cirrihina nirigala* (Ham.). J. Inland Fish. Soc., India, v. 4, p. 103-114, 1972.
- 169 MYERS, G., WEISTZMAN, S.H. Two remarkable new trichomycterid catfish from the Amazonan basin in Brasil and Colombia. J. Zool. london, v. 194, p. 227-287, 1966.
- 170 NAKAJIMA, T. . Morphogenesis of the pharynseal Teeth in the Japanese dace, *Tribolodon hakonensis* (Pisces: Cyprinidae). J. Morphol., New York, v. 205, p. 155-163, 1990.
- 171 NORRIS, K. S. and PRESCOTT, J. H. . Jaw struture and tooth replacement in the opal eye, *Girella nigricans* (Ayres) with notes on other species. Copeia, p. 275-283, 1959.
- 172 NUSBAUM-HILAROWICZ, J. . Sur la struture du canal digestif chez *Gastrostomus* sp. (Gill & Ryder). Bull. Inst. Oceanogr., Monaco, v. 315, p. 1-8, 1919.
- 173 OLIVEIRA, M. F. T. . Contribuição ao estudo morfológico e histoloquímico do esôfago de *Micropogonias furnieri* (Desmaret, 1822) (Pisces), com Particular Referência ao Epitélio de Revestimento. São Paulo, 1980. 71 p. Tese, Mestrado, Instituto de Ciências Biomédicas. Universidade de São Paulo.

- 174 OLIVEIRA RIBEIRO, C. A.. **Anatomia do aparelho digestivo de *Trichomycterus* sp. (Reinhardt, 1873), e suas relações com seus hábitos alimentares** (Siluroidei, Trichomycteridae). Viçosa, 1987. 64 p. Dissertação, Monografia, Universidade Federal de Viçosa.
- 175 OLIVEIRA E SILVA, S. L.. Contribuição ao estudo histológico da mucosa digestiva de ***Cichla ocellaris* Bloch & Schneider**. **Arq. Mus. Nac.**, Rio de Janeiro, v. 54, p. 15-16, 1971.
- 176 ONO, R. D.. Fine struture and distribution of epidermal projections associated with taste buds on the oral papillae in some Loricariid catfishes (Siluroidei: Loricariidae). **J. Morphol.**, New York, v. 164, p. 139-159, 1980.
- 177 OPPEL, A. Lehrbuch der vergleichenden mikroskopischen Anatomie der Wirbelthiere Verlag von Gustav Fisher, Jena quoted by Burstock , 1896.
- 178 ORF, R. T.. **Biologia dos Vertebrados**, 5. ed. São Paulo: Livraria Roca Ltda, 1986. 508 p.
- 179 PASHA, KAMAL S. M.. The anatony and histology of the alimentary canal of an omnivorous fish, ***Mystus gulio* (Ham)**. **Proc. Ind. Acad. Sci.**, v. 59, p. 211-221, 1964a.
- 180 ----- . The Anatomy and Histology of the alimentary canal of a herbivorous fish, ***Tilapia mossambica* (Peters)**. **Proc. Ind. Acad. Sci.**, v. 59B, p. 340-349, 1964b.
- 181 PEARSE, A. G. E.. **Histochemistry: theorical and applied**. 5. ed., London: Churchill, 1968.
- 182 PFEIFFER, W.. The fright reaction in Noth American fish. **Can. J. Zool.**, v. 41, p. 69-77, 1963.
- 183 PICTET, A.. Contribution à pétude histologique du tube digestit des poissons Cyprionoides. **Rev. Suisse Zool.**, v. 17, p. 1-78, 1909.
- 184 PIGNALBERI, C., YUAN, E. C., OCCHI, R.. Anatomia e histologia del aparato digestivo de ***Pimelodus albicans* (Val)** Pisces, Pimelodidae. **Physis Secc. B.** (Aguas Cont. Org.), Buenos Aires, v. 32, p. 297-308, 1973.
- 185 FINNA, M. C. C.. Hábitos alimentares de ***Trichomycterus brasiliensis*** (Siluriformes, Trichomycteridae) da Floresta da Tijuca, Rio de Janeiro- RJ. In: XII Congresso Brasileiro de Zoologia, Resumos, Campinas: UNICAMP, 1985. p.177.

- 186 PLATT, C.. Hais cell distribution and orientation in goldfish otolith organ. *J. Comp. Neurol.*, v. 172, p. 283-287, 1977.
- 187 PURSER, G. L.. On *Calamoichthys calabaricus* J. A. Smith. I. the alimentary and respiratory systems. *Trans. Roy. Soc., Edinburgh*, v. 24, p. 767-84, 1926.
- 188 ----- . *Calamoichthys calabaricus* J. A. Smith, I. the alimentary and respiratory systems, concluded. *Trans. Roy. Soc., Edinburgh*, v. 56, p. 89-101, 1931.
- 189 RAHIMULLAH, M.. Contributions to our knowledge of the pyloric caeca in three families of freshwater Indian fishes. (Notopteridae, Ophicephalidae, and Mastacembelidae). *Proc. Indian Acad. Sci.*, v. 18B, p. 83-94, 1943.
- 190 ----- . Morphology, histology and probable functions of pyloric caeca. *Proc. Indian Acad. Sci.*, v. 21B, n.f, p. 1-37, 1945.
- 191 RAJBANSHI, V. K.. A note on the study of gustatory senses of the barbels of freshwater teleosts. *Naturwissenschaften, Heidelberg*, v. 8, p. 208-209, 1966.
- 192 REIFEL, C. W.. Structure and Carbohydrate histochemistry of the eight species of teleostes. *J. Morphol.*, New York, v. 158, p. 155-168, 1978.
- 193 ----- . Structure and Carbohydrate histochemistry of the intestine in ten teleostean species. *J. Morphol.*, New York, v. 162, p. 343-360, 1979.
- 194 ----- ., TRAVIL, A.A.. Structure and Carbohydrate histochemistry of the esophagus in ten teleostean species. *J. Morphol.*, New York, v. 152, p. 303-314, 1977.
- 195 REUTTER, K.. Taste bud Types in fishes II. Scanning Electron Microscopical Investigations on *Xiphophorus helleri* Heckel (Poeciliidae, Cyprinodontiformes, Teleostei). *Cell. tiss. Res.*, v. 153, p. 151-165, 1974.
- 196 RINQUELET, R. A. A. R., ARAMBURU, R.. *Los peces de agua dulce la Republica Argentina*. Buenos Aires: Comision Nac. Invest. Cientifica, 1967. 602 p.
- 197 ROGICK, M. D.. Studies on the comparative histology of the digestive tube of certain teleost fishes. *J. Morphol.*, New York, v. 52, p. 1-25, 1931.

- 198 ROMBOUT, J. H. W. M. Enteroendocrine cells in the digestive tract of *Barbus conchonus*. *Cell. Tiss. Res.*, v. 185, p. 435-450, 1977.
- 199 -----, LAMERS, C. H. J., HANSTEDE, J. G.. Enteroendocrine APUD cells in the digestive tract of larval *Barbus conchonus*. *J Embryol. Exp. Morph.*, England, v. 47, p. 121-235, 1978.
- 200 ----- and TAVERNE-THIELE, J. J.. An immunocytochemical and electron-microscopical study of endocrine cells in the gut and pancreas of a stomachless teleost fish, *Barbus conchonus* (Cyprinidae). *Cell. tiss. Res.*, v. 227, p. 577-593, 1982.
- 201 SANTOS, E.. *Peixes de Água Doce* 1. ed. Belo Horizonte: Ictatitia, 1981, 267 p.
- 202 SARBAHI, D. S.. The alimentary canal of *Labeo rohita* (Ham). *J Roy Asia. Soc. Bengal. Sci.*, India, v. 5, p. 87-116, 1939.
- 203 SARKAR, H. L.. Studies on the morpho-histology of the digestive system in relation to the food and feeding habits in a siluroid fish *Mystus (osteobagrus) seeghala* (Sykes). *Proc. Zool. Soc.*, London, v. 12, n. 2, 1959.
- 204 SASTRY, K. V. Comparative morphology and histology of the alimentary canal in two teleost fishes. *Folia Morph.*, Prague, v. 21, n. 1, 1973.
- 205 SATO, M. Preliminary report on the barbels of a japonese goatfish, *Upeneoides bensasi* (Temninck and Schlegel). *Sci. Rep. Tohoku Imp. Univ. Biol.*, Japan, v. 2, p. 259-264, 1937.
- 206 SCHULZE, F. E.. *Über die bercherformigen Organe der Fische*. *Z. Wissensch. Zool.*, v. 12, p. 218, 1863.
- 207 SEHGAL, P.. Anatomy and histology of the alimentary canal of *Labeo calbani* (Ham). *Res. Bull. Panjab Univ.*, Hoshiarpur, v. 17, n. 3-4, p. 257-266, 1966.
- 208 -----, SALARIA, J. . Functional anatomy and histology of the digestive organs of *Cirrhinia mrigala*. *rc. Nath. Acad. Sci.*, v. 40, p. 212-22, 1970.
- 209 SINGH, R.. Morpho-histological studies of the alimentary canal of *Bagarius bagarius* (Ham). *Agra. Univ. J. Res.*, India, v. 155, p. 69-81, 1966.
- 210 SILVA, S.L.O., CHAGAS, W.A. & LOBO, B. A.. Aspectos histológicos da mucosa gástrica de *Tilapia melanopleura* Dum. (Actynopterygii, Cichlidae). *Anais Col. Anat. Brasil.*, São Paulo, v. 26, p. 105-121, 1960

- 211 SINHA, B. M.. The pancreas in *Wallago attu* (Bl. and Schn.).
Sci. and Cult., India v. 23, p. 262-263, 1958.
- 212 SINHA, G. M. and MOITRA, S. K.. Morpho-histology of the
intestine in a freshwater Major Carp, *Cirrhinus mrigala*
(Ham) during the different life-history stages in relation
to food and feeding habits. *Anat. Anz. Bd.*, Germany, v. 137,
p. 395-407, 1974.
- 213 SIS, R. F., IVES, P. J., JONES, D. M., et al.. The
microscopic anatomy of the esophagus, stomach and intestine
of the channel catfish, *Ictalurus punctatus*. *J. Fish Biol.*,
v. 14, p. 179-186, 1979.
- 214 SMITH, R. J. F.. Male father minous *Pimephales promelas*
(Rafinesque) retain their fright secretion to alarm
substance during the breeding season. *Can. J. Zool.*, v.
54, p. 2230-2231, 1976.
- 215 SOKOLOV, L. I., KOSHELEV, O. V., KHALATYAN, G. I., et al..
Ecomorphological characteristics of Siberian Sturgeon,
Acipenser baeri from the Aldan river. *Voprosy Ikhtiologii*,
Moscow, v. 5, p. 741-749, 1966.
- 216 SRIWASTWA, V. M. S.. Functional anatomy of digestive organs
of a fresh-water fish *Rhynchobdella aculeata* (Ham). *Act.*
Soc. Zool., Bohemoslovaca, v. 34, n. 2, p. 136-42, 1970.
- 217 STEFAN, Y. FALKMER, S.. Identification of four endocrine
cells types in the pancreas of *Cottus scorpius* (Teleostei)
by immunofluorescence and electron microscopy. *Gen. Comp.*
Endocrinol., Duluth, v. 42, p. 171-178, 1980.
- 218 STIRLING, W.. On the ferments or enzymes of the digestive
tract in fishes. *J. Anat. Physiol.*, v. 18, p. 426, 1884.
- 219 STROBAND, H. W. S. and KROON, A. G.. The development of the
stomach in *Charius lazera* and the intestinal absorption of
protein macromolecules. *Cell Tiss. Res.*, v. 215, p. 357-
415, 1981.
- 220 STORER, T. I., USINGER, R. L., STEBBINS, R. C., et al..
Zoologia Geral, 6. ed. São Paulo: Nacional S/A. 1984. p.
608-612.
- 221 SUZUKI, N. and HIBIYA, T.. Pharyngeal teeth and masticatory
process of the basioccipital bone in Japanese Bitterlings
(Cyprinidae). *Japanese J. Ichthyology*, v. 32, n. 2, 1985.
- 222 SUYEHIRO, Y.. A study on the digestive system and feeding
habits of fish. *Jap. J. Zool.*, v. 10, p. 1-303, 1942.

- 223 SWARUP, K.. The morphology and histology of the alimentary tract of *Hilsa ilisha* (Ham). Proc. Nat. Acad. Sc., India, v. 81B, p. 61-80, 1959.
- 224 TCHERNAVIN, U. A revision of some Trichomycterinae based on material preserved in the British museum (Natural History). Proc. Zool. Soc., London, v. CXIV, p. 234-275, 1944.
- 225 TREVISAN, F.. Histomorphological and histochemical reserches on the digestive tract of the freshwater grass carp *Ctenopharyngodum idela* (Cypriniformes). Anat. Anaz., Germany, v. 145, p. 237-248, 1979.
- 226 TRUJILLO-CENOZ. Electron microscope observations on chemo and mechano-receptor cells of fishes. Z. Zeelforsch., v. 24, p. 654-676, 1961.
- 227 ULIBARRIE, L. S.. Histoquímica de las mucinas epiteliais gastrointestinais de *Serrasalmus spilopleura* Kner, 1860 (Pisces, Characidae). Res. Assoc. Cienc. Nat. Litoral Argentina, v. 13, p. 1-4, 1982.
- 228 UNNITHAN, R. R.. Obsevation on the macerated epithelial cells of the alimentary canal of some freshwater fishes. Proc. Zool. Soc., London, v. 19, p. 135-139, 1966.
- 229 VALATOUR, M.. Recherches sur les glandes gastiques et les tuniques musculaires du tube digestif dans les poissons osseux et les batracieus. Plate Sand G. Ann. Sci. Nat. Zool., v. 16, p. 219-285, 1861.
- 230 VANJAKSHI, T. P.. The histology of the tract of *Saccobranchus fossilis* and *Macrones vittatus*. Proc. Ind. Acad. Sci., v. 7, p. 61-80, 1938.
- 231 VAN NOORDEN, S., FALKMER, S.. Gut-islet endocrinology-some evolutionary aspects. Invest. Cell Pathol., England, v. 3, p. 21-35, 1980.
- 232 VERIGINA, F. A.. Structure of the alimentary canal of 2 species of the familar Bagridae, *Pseudobagrus fulvidraco* and *Liocassis ussuriensis* depending on the nature of feeding. Vopr. Ikhtirol., Moscou, v. 5, n. 1, 1965.
- 233 ----- . Osobennost stroyemiya pishchevaritel'nogo Trakta rastitel'noyadnykh rybv suyazis pitaniyem (Features of the structure of the alimentary canal of phytophagus fishes in connection with feeding), Moscou, 1970, Thesis.
- 234 ----- . Structure of the connective tissue framework of intestinal mucosa in Cyprinidae. I. Structural peculiarities of the the connective tissue framework of some bream-like

- fishes of the subfamily Abramidinae. *J. Ichthyology*, Chicago, v. 23, n.4, p. 87-93, 1984.
- 235 -----, MEDANI, Y. I.. Structure of the digestive tract of *Disticichodus niloticus* the nature of food. *Probl. Ichthyol.*, v. 8, p. 567-576, 1968.
- 236 VERMA, S. R., TYAGI, M. P.. A comparative histological study of the stomach of a few teleost fishes. *Gegenbaurs morph. Jahrb.*, Leipzig, v. 120, n. 2-5, p. 244-53, 1974.
- 237 YADAV, A. N., SINGH, B. R.. The gut of an intestinal air-breathing fish, *Lepidocephalus guntea* (Ham). *Arch. Biol.*, Bruxelles, v. 91, p. 413-22, 1980.
- 238 YEKSAJEVA, V. A., KOLOSS, Ye. I.. Histologic observations on the epithelial lining of the esophagus in vertebrata. *Izv. AN SSSR, Ser. Biol.*, n. 3, 1964.
- 239 WEISEL, G. F.. Anatomy and histology of the digestive system of the paddle fish (*Polyodon spathula*). *J. Morphol.*, New York, v. 140, n. 2, p. 243-254, 1973.
- 240 WIER, H. C. CHURCHILL, E. P.. The anatomy and histology of the digestive system of the gizzard shad, *Dorosoma cepedianum* (Le Sueur). *Proc. South Dakota Acad. Sci.*, v. 25, p. 34-43, 1945.
- 241 ZAMITH, A. P. L.. Contribuições para o conhecimento da estrutura da mucosa do esôfago dos vertebrados. *Anais Escola Superior de Agricultura " Luiz de Queiroz"*, Piracicaba, v. 9, p. 359-434, 1952.
- 242 ZIHLER, F.. Gross morphology of the digestive tracts of Cichlidae (Teleostei, Perciformes): Phylogenetic and functional significance. *Neth. J. Zool.*, Leiden, v. 32, p. 544-571, 1982.
- 243 ZHOLDASAVO, I. M.. *Gistolocheskoye stroymye pishchevaritel'noy trubeki nekotorykh kostisykh i osetrovykh ryb.* (the histology structure of the alimentary canal of some bonu fishes and sturgeons). Leningrad, 1970, Thesis.