

EURICO LITTON PINHEIRO DE FREITAS

Ac. 14710

Bibliotecário da Faculdade de Farmácia e Odontologia da Universidade Federal do Ceará

Outro



INCIDÊNCIA DO **TRYPANOSOMA LEWISI** NOS ROEDORES DE FORTALEZA

Tese para concorrer à Docência-Livre de Zoologia e Parasitologia, da Faculdade de Farmácia e Odontologia da Universidade do Ceará

Tese
616.9363
F 9363
1963
2.2



IMPRENSA UNIVERSITÁRIA DO CEARÁ
FORTALEZA — 1963

~~UNIVERSIDADE DO CEARÁ
 Faculdade de Farmácia e Odontologia
 Centro de Graduação
 Pág. n. —
 Em 18 / 3 / 66~~

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
 REITORIA SETORIAL DE CIÊNCIAS DA SAÚDE
 Reg. n.º 880
 Data 12-01-84

*Ao PROF. FERNANDO LEITE,
 a convite de quem iniciamos
 nossa carreira no magistério Su-
 perior, a mais profunda gratidão*

UFC | BIBLIOTECA CENTRAL
 N.º 595985/97
 D2105 197

UNIVERSIDADE DO CEARA

REITOR: — PROFESSOR ANTÔNIO MARTINS FILHO

FACULDADE DE FARMÁCIA E ODONTOLOGIA

DIRETOR: — PROFESSOR AÍLTON GONDIM LÓSSIO

CORPO DOCENTE

CURSO DE FARMÁCIA

Cadeira de Química Orgânica e Biológica
Professor Joaquim Juarez Furtado

Cadeira de Parasitologia
Professor Fernando Leite

Cadeira de Física Aplicada à Farmácia
Professor Antônio Vandick de Andrade Fontes

Cadeira de Botânica Aplicada à Farmácia
Professora Maria Artemisia Braga Arraes

Cadeira de Química Analítica
Professor Oswaldo Rabelo

Cadeira de Farmacognosia
Professor Francisco José de Abreu Matos

Cadeira de Farmácia Galênica
Professor José Arthur de Carvalho

Cadeira de Higiene e Legislação Farmacêutica
Professor José Leite Maranhão

Cadeira de Química Toxicológica e Bromatológica
Professor Paulino Pinto de Barros

Cadeira de Farmácia Química
Professor Aldo Cavalcante Leite

Cadeira de Química Industrial Farmacêutica
Professor João Ramos Pereira da Costa

CURSO DE ODONTOLOGIA

Cadeira de Técnica Odontológica
Professor Luis de Oliveira Albuquerque

Cadeira de Anatomia
Professor João Batista Saraiva Leão

Cadeira de Fisiologia
Professor Jorge Romey

Cadeira de Histologia e Microbiologia
Professor Manoel Odorico de Moraes

Cadeira de Metalurgia e Química Aplicadas
Professor Ailton Gondim Lóssio

Cadeira de Higiene e Odontologia Legal
Professor João Otávio Lôbo

Cadeira de Prótese Dentária
Professor Amarílio Teles Cartaxo

Cadeira de Clínica Odontológica (1ª. parte)
Professor Valfrido Teixeira Chagas

Cadeira de Clínica Odontológica (2ª. parte)
Professor Augusto Motta Borges

Cadeira de Prótese Buco-facial
Professor Francisco das Chagas Costa Titic

Cadeira de Ortodontia e Odontopediatria
Professor Carlos Pompeu Costa Lima Gurgel

Cadeira de Patologia e Terapêutica Aplicadas
Professor Lauro Araújo de Almeida

AGRADECIMENTOS

Para a preparação dêste trabalho recebemos a valiosa colaboração de diversos amigos.

Destacamos, em primeiro lugar, a compreensão do Chefe do Setor Fortaleza do D.N.E.Ru., Dr. Frutuoso Gomes de Freitas, que permitiu a realização de vários exames e observações no laboratório daquela repartição.

Cumpre-nos destacar, também, a dedicação, combatividade e zêlo dos guardas sanitaristas do D.N.E.Ru., que prestam seus serviços no Setor Fortaleza.

Aos auxiliares de laboratório, Srs. José Alves Bezerra, Edílson Martins dos Santos e Jesus Aristarco da Silva, somos muito grato pela ajuda que nos proporcionaram na contenção e alimentação dos roedores.

Às Dras. Mary Fortuna França e Neide, agradecemos o auxílio inestimável na coloração das lâminas.

O nosso profundo agradecimento à Dra. Valnice Gomes do Nascimento, pela cooperação que prestou na revisão dos textos e trabalhos datilográficos.

Queremos destacar, igualmente, o nosso reconhecimento ao Diretor da Faculdade de Farmácia, Dr. Aílton Gondim Lóssio, ao Dr. João Ramos, Catedrático de Química Industrial, ao Dr. Fernando Leite, Catedrático de Zoologia e Parasitologia da Faculdade de Farmácia e de Parasitologia da Faculdade de Medicina da Universidade do Ceará, ao Dr. Joaquim

Juarez Furtado, Catedrático de Química Biológica, e à Dra. Artemisia Arraes, Catedrática de Botânica, pelo estímulo que nos dispensaram à continuação dos nossos estudos.

Ao Dr. Francisco Abreu Matos, pelo seu apoio irrestrito, a nossa gratidão.

Ao Dr. Manuel Antônio dos Santos, pela sua valiosa cooperação através de seus trabalhos microfotográficos.

A todos os colegas que, de um modo ou de outro, nos deram sua cooperação, o nosso muito obrigado.

INTRODUÇÃO

Esta tese não representa mais que uma pesquisa destinada a oferecer pequena contribuição ao estudo parasitológico dirigido no sentido da verificação da incidência de Trypanosoma lewisi nos ratos de Fortaleza, Estado do Ceará.

Esperamos que o nosso trabalho concorra para fixar, no espírito dos pesquisadores, a certeza de que os ratos de Fortaleza são superinfectados por tripanosomíase.

Registrando as pesquisas, deixamos de revelar, por motivos superiores, a parte anátomo-patológica.

Cremos ter dado modesta contribuição àqueles que, anonimamente, no silêncio dos laboratórios, procuram descobrir algo de útil à coletividade.

O título do trabalho representa o seu conteúdo.

Conquanto reconheçamos a fragilidade dos nossos recursos, conforta-nos o concorrer, com a publicação desta tese, a uma docência-livre da Faculdade de Farmácia e Odontologia da Universidade do Ceará, fato que, por si só, compensa todos os esforços despendidos para a sua elaboração.

Como decorrência do labor desenvolvido, outros trabalhos nossos poderão surgir, inclusive uma pesquisa do T. lewisi nos triatomíneos, na qual procuraremos elucidar dúvidas e suposições existentes sobre o assunto.

HISTÓRICO

Os primeiros tripanosomas foram encontrados por Valentin V. Bern, em 1841, no sangue de **Trucha**, e dois anos depois tornaram-se conhecidos os tripanosomas da rã, graças a observações feitas em Bruxelas, Bonn e Paris.

Gruby (1843) propôs o nome genérico **Trypanosoma** para um flagelado de rã.

Posteriormente, revelaram-se numerosas espécies em diversos animais vertebrados, como sejam: répteis, anfíbios, peixes, aves e mamíferos.

Em 1879, foi descoberto o agente causal da surra dos solípedes (**Trypanosoma evansi**) por Evans, na Índia, e em 1895 o produtor da nagana dos carneiros e cavalos na África (**Trypanosoma brucei**), por Bruce.

Trypanosoma lewisi (Kent, 1880). Foi Lewis quem, em 1880, observou pela primeira vez em Calcutá espécies de tripanosomas no sangue da rã.

Em seguida, encontraram-se muitos outros tripanosomas; entre eles, um tripanosoma idêntico ao **T. lewisi** dos ratos foi observado em Malaise, por P. O. Johnson (1933), em um menino indígena com a idade de cinco anos, apresentando febre depois de 14 dias. O exame de sangue permitiu verificar, durante cinco dias, numerosos tripanosomas, que, inoculados em vários ra-

tos e em duas cobaias, não os infectaram. Os parasitas desapareceram do sangue do menino ao mesmo tempo que a febre.

O **T. equiperdum**, descoberto por Voges em 1901, é o produtor do “mal das cadeiras”. Neste mesmo ano, Fordes descreve o primeiro tripanosoma humano em habitantes da África Tropical, o qual Dutton chamou **Trypanosoma gambiense**. Em 1909, Chagas descobriu uma nova espécie de tripanosoma humano, o **Trypanosoma cruzi**.

SINONÍMIA

Trypanosoma lewisi (Kent, 1880).

Sinónimos: — **Herpetomonas lewisi** (1880); **Trypanomonas lewisi** (Labbé, 1881); **Trypanosoma ratorum** (Borner, 1881); **Trichomonas lewisi** (Crookshank, 1886); **Trypanosoma sanguinis** (Kanthak, Durhan e Blandford, 1898); **Trypanomomas murium** (Danilewski, 1889); **Trypanozoon lewisi** (Luhne, 1906); **Trypanosoma longicaudense** (Lingard, 1906).

INCIDÊNCIA DO *TRYPANOSOMA LEWISI* NOS ROEDORES DE FORTALEZA

Quando exercíamos a função de preparador de aulas práticas de Zoologia e Parasitologia nas Faculdades de Medicina e Farmácia, neste Estado, tínhamos como norma a obtenção de material didático para maior rendimento do ensino ministrado durante o período letivo.

Do material colhido, surgiu a necessidade de dar-lhe feição ordenada e objetiva, o que justifica, dentro de suas modestas proporções, o aparecimento desta tese.

Utilizando os murinos, em abundância nas habitações e casas comerciais de Fortaleza, procuramos estudar a fauna parasitária dos ratos (roedores), que desperta grande interesse e apresenta notável importância no que se refere à possibilidade de pesquisas puramente parasitológicas.

Este material, farto e variado, fornece, ao mesmo tempo, igual utilidade do ponto de vista da higiene, podendo enriquecer o argumento de novas aquisições epidemiológicas com conseqüentes aplicações no campo da profilaxia.

Dependendo desta natureza de trabalho e apaixonado pelas pesquisas, foi que nos propusemos verificar a incidência do *Trypanosoma lewisi* nos ratos domésticos de Fortaleza, Estado do Ceará, discriminando cinco zonas da cidade onde são capturados vivos, em maletas de arame.

Sabemos que pesquisas parasitológicas nos murídeos com tal orientação não são numerosas no Brasil.

No exterior, podemos citar as observações de Weynon (1907) e de Baldour (1935), na Inglaterra; de

Pirot Baldassari (1935), em Tolone; de Andrews e White (1936), em Baltimore, etc.

Na Itália, as pesquisas de Grassy ocupam um pôsto à parte, com a descrição da **Endamoeba muris**, do **Trichomonas muris** e da **Giardia muris**.

Relatamos, também, as pesquisas de Ragazzi (1915) sôbre **Trypanosoma lewisi** em Siena, as de Brunelli, concernentes a murídeos capturados em Módena, e as de Monastra-Abate (1925), em Bolonha.

Em 1937, Vanni examinou 100 ratos. No mesmo ano, Leccisotti publicou sua pesquisa sôbre a população murina de Taranto e, em 1941, Lido e M. Sangiorgi apresentaram trabalho sôbre os ratos de Bari.

Starkoff, em 1942, ampliando a pesquisa de Vanni, demonstra sua observação sôbre a fauna parasitária dos ratos de Roma, assinalando várias descobertas novas em outras localidades, deduzidas dos parasitas de 160 **Rattus norvegicus** e 40 **Rattus rattus**.

Segundo Galli-Vallério (1905), o flagelado encontrar-se-ia assim distribuído: 25% em Londres, 6% em Paris, 50% em Lilla, 100% em Bordeaux, 90% na Holanda Setentrional, 41% em Berlim.

Em pesquisas realizadas em Valtelina, Grassy não deparou o **Trypanosoma lewisi**, ao contrário de Ragazzi, que o achou em 22,4% (**Rattus norvegicus**), em Siena, e Brunelli em 31%, em Módena.

Em Taranto, foi surpreendido por Leccisotti quatro vêzes (uma vez em **Rattus norvegicus** e **Rattus rattus** e duas vêzes em **Mus musculus**), isto é, em 2,8% dos casos.

Lido e M. Sangiorgi encontraram o **T. lewisi** em 17,6% dos ratos examinados, ou seja, conjuntamente 15 casos dos quais 14 se referiam a **Rattus norvegicus** e um a **Rattus rattus**.

Em Roma, o parasita é muito raro. Vanni não teve ocasião de observá-lo, enquanto Starkoff o percebeu uma só vez no mês de julho, em um **Rattus norvegicus**. Os dois autores examinaram 300 ratos.

Pretendendo juntar nossa modesta contribuição aos estudos sobre a incidência do **T. lewisi**, realizamos pesquisas nos murídeos de Fortaleza, durante dois anos, ora no laboratório do D. N. E. Ru., no Setor Fortaleza, onde fazíamos a colheita do material bem como os preparos de esfregaços e gôtas pendentes, ora efetuando a coloração das lâminas em nosso laboratório particular, onde também praticávamos os outros exames e os meios de cultura preparados no Vacinogênio do Departamento Estadual de Saúde e no Laboratório de Parasitologia do qual somos assistente.

Queremos ressaltar que as nossas observações em Fortaleza, capital do Estado do Ceará, baseiam-se em 850 ratos, sendo 20 **Rattus rattus rattus**, 250 **Rattus rattus alexandrinus** e 155 **Rattus rattus frugivorus**, capturados no período que vai do mês de março a agosto de 1958, e 20 **Rattus rattus rattus**, 250 **Rattus rattus alexandrinus** e 155 **Rattus rattus frugivorus**, aprisionados no período de setembro de 1958 a fevereiro de 1959, em cinco zonas da cidade, assim distribuídas:

- 1.^a Zona — Compreendendo todo o bairro da Aldeota.
- 2.^a Zona — Abrangendo o trecho entre a rua Pedro Pereira, lado norte, até a Barra do Ceará.
- 3.^a Zona — Compreendendo o bairro de Joaquim Távora até o Campo de Aviação.
- 4.^a Zona — Alcançando toda a área de Otávio Bonfim.
- 5.^a Zona — Todo o Cais do Pôrto.

Como ficou discriminado, verificamos que há predominância do **Rattus rattus alexandrinus** e do **Rattus rattus frugivorus**, sendo muito reduzido o número de **Rattus rattus rattus** e ausência do **Rattus rattus norvegicus**. (Quadros 1 e 2.)

Deixamos de investigar nos *Mus musculus*, pela dificuldade de obtenção desses roedores em ratoeira tipo maleta, como, também, em razão de sempre chegarem mortos ao laboratório, devido a sua captura ser feita a pau ou com cianogás.

Verificamos, igualmente, que a percentagem maior dos ratos infectos varia de uma estação para outra do ano, talvez por determinações biológicas ainda não definidas, fato que poderá ser esclarecido através de posteriores investigações. (Quadros 3 e 4.)

Vários autores, como Lingard, Petri, Avari, Lakimoff e Bauni explicam tais oscilações como fatores ambientes, ligados de maneira particular às estações. Dizem eles que o *Trypanosoma lewisi* é mais freqüente nos meses de verão quente.

Realmente, observamos que é no verão que encontramos em Fortaleza maior número de ratos parasitados por êsse flagelado.

Podemos notar que nenhuma espécie de ratos no período de março a agosto de 1958 superou aos outros, nos meses de verão, levando-se em conta a peculiaridade do clima do Estado do Ceará, a não ser igualdade em raros casos, como observamos em *R. r. rattus* na 2.^a Zona, com dois ratos em cada quadro demonstrativo, na 3.^a Zona, com um rato em *R. r. rattus*, em cada quadro, na 4.^a Zona com um rato (*R. r. alexandrinus*).

PERÍODO DE MARÇO A AGOSTO DE 1958

| ESPÉCIES | 1a.Zona | | 2a.Zona | | 3a.Zona | | 4a.Zona | | 5a.Zona | | Total Examin. | Total Posit. |
|---------------------|---------|------|---------|------|---------|------|---------|------|---------|------|------------------|-----------------|
| | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | | |
| <i>R.r.alexand.</i> | 188 | 48 | 45 | 14 | 10 | 3 | 5 | 1 | 2 | 0 | 250 | 66 |
| <i>R.r.frugiv.</i> | 95 | 36 | 45 | 12 | 10 | 2 | 4 | 0 | 1 | 0 | 155 | 50 |
| <i>R.r.rattus</i> | 10 | 3 | 6 | 2 | 1 | 0 | 1 | 0 | 2 | 0 | 20 | 5 |
| Totais | 293 | 87 | 96 | 28 | 21 | 5 | 10 | 1 | 5 | 0 | 425 | 121 |

QUADRO 1

PERÍODO DE SETEMBRO DE 1958 A FEVEREIRO
DE 1959

| ESPÉCIES | 1a.Zona | | 2a.Zona | | 3a.Zona | | 4a.Zona | | 5a.Zona | | Total | Total |
|-------------|---------|------|---------|------|---------|------|---------|------|---------|------|---------|--------|
| | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Examin. | Posit. |
| R.r.alexand | 188 | 68 | 45 | 19 | 10 | 4 | 5 | 1 | 2 | 1 | 250 | 93 |
| R.r.frugiv. | 95 | 52 | 45 | 18 | 10 | 2 | 4 | 2 | 1 | 0 | 155 | 74 |
| R.r.rattus | 10 | 4 | 6 | 2 | 1 | 0 | 1 | 0 | 2 | 1 | 20 | 7 |
| Totais | 293 | 124 | 96 | 39 | 21 | 6 | 10 | 3 | 5 | 2 | 425 | 174 |

QUADRO 2

RATOS CAPTURADOS NOS MESES DE MARÇO A
AGÔSTO DE 1958, PORTADORES DE T. LEWISI

| Espécies | 1a. zona | 2a. zona | 3a. zona | 4a. zona | 5ª Zona |
|------------------|----------|----------|----------|----------|---------|
| Rattus r. alex. | 22,53% | 31,11% | 30% | 20% | — |
| Rattus r. frug. | 37,89% | 26,66% | 20% | — | — |
| Rattus r. rattus | 30% | 33,33% | — | — | — |

QUADRO 3

RATOS CAPTURADOS NOS MESES DE SETEMBRO
DE 1958 A FEVEREIRO DE 1959, PORTADORES DE
T. LEWISI

| Espécies | 1a. zona | 2a. zona | 3a. zona | 4a. zona | 5ª Zona |
|------------------|----------|----------|----------|----------|---------|
| Rattus r. alex. | 36,17% | 42,22% | 40% | 20% | 50% |
| Rattus r. frug. | 54,73% | 40% | 20% | 50% | — |
| Rattus r. rattus | 40% | 33,33% | — | — | 50% |

QUADRO 4

CONCLUSÕES. O *Trypanosoma lewisi* foi encontrado em 34,7% dos 850 roedores examinados (Quadros 1 e 2), sendo que nos meses de março a agosto de 1958 obtivemos um total de 28,47% dos 425 ratos examinados. (Quadro 1.) Nos meses de setembro de 1958 a fevereiro de 1959 atingimos um total de 40,94% dos 425 ratos examinados. (Quadro 2.)

Acreditamos ser o clima o responsável pelas diferentes floras e faunas. Zonas permanentemente secas produzem os desertos, ao passo que, onde há precipitações de chuvas, existe desenvolvimento abundante da vegetação.

Algumas doenças parasitárias resultam do contato direto de pessoas a pessoas, enquanto que outras requerem hospedeiros intermediários ou vetores.

A incidência e a massa de infecções acham-se na razão direta do grau de adiantamento sanitário individual e da comunidade, aliados à resistência dos agentes patogênicos aos quais o indivíduo está exposto.

Não causa surpresa afirmar-se que a maioria das doenças infecciosas prevaleçam nos países de clima quente e, daí, apresentarem os indivíduos baixo índice de resistência aos organismos invasores.

O índice pulicidiano, por exemplo, é sempre mais alto nas estações invernosas. Os roedores hospedam grande número de endoparasitas, de forma que numerosas pulgas são infectadas com facilidade. Passada a época fria, abandonam os hospedeiros e procuram outros indivíduos, e, assim, sucessivamente.

MORFOLOGIA — BIOLOGIA — POSIÇÃO

Todos os protozoários são constituídos por um único elemento de formação, semelhante ao da célula, contendo um núcleo ou núcleos implantados no seu citoplasma.

O citoplasma é geralmente de aparência granular, fina ou grosseira, sendo, quando típico, diferenciado em uma porção externa, ou ectoplasma, e uma interna chamada endoplasma, que constitui a maior parte da célula.

O ectoplasma tem papel importante nas funções

de motilidade, na apreensão e ingestão de alimentos, na excreção, respiração e proteção.

O endoplasma, que forma a maior parte da célula, preenche a função de nutrição. Encontra-se, nêle, o núcleo (glóbulo em geral esférico ou ovóide). Além do núcleo, contém o endoplasma os vacúolos alimentares, material ingerido, cromídios e corpúsculos cromatóides em algumas espécies de protozoários.

Núcleo é a formação presente no endoplasma de maior importância, pelas suas funções vitais e de reprodução. É igualmente muito significativo do ponto de vista do diagnóstico. De acôrdo com a quantidade de cromatina existente no núcleo em relação com o suco nuclear, todos os núcleos pertencem a dois tipos fundamentais: o vesicular e o compacto. (Fig. 1 - A e B.)

O núcleo vesicular é encontrado nos **Sarcodina** e nos **Mastigophora** e o núcleo compacto nos **Ciliphora**.

O gênero **Trypanosoma** (Gruby, 1843) acha-se incluído na classe **Mastigophora** (Diesing, 1865), sub-classe **Zoomastigina**, que encerra flagelados de nutrição holozóica. Pertence à ordem **Protomonadida** (Blochmann), cujo número de flagelos varia de um a seis, sendo que a família **Trypanosomidae** (Doflein, 1901) possui um único flagelo, núcleo separado do cinetoplasto, cujos corpos alongados se afinam em ambas as extremidades, especialmente na anterior, por onde se liberta o flagelo.

Os membros dêsse gênero são parasitas de animais vertebrados e de invertebrados.

Essa família, segundo Wenyon, compõe-se de seis gêneros, assim distribuídos: **Trypanosoma** e **Leishmania**, com hospedeiros vertebrados e invertebrados; **Leptomonas**, com apenas um hospedeiro invertebrado; **Critidia** e **Herpetomonas**, que parasitam também somente animais invertebrados. Finalmente, o gênero **Phytomonas**, que se assemelha ao gênero **Leptomonas**. Difere, porém, porque possui um hospedeiro invertebrado e uma planta.

MORFOLOGIA

Os tripanosomas se caracterizam pelo seu corpo fusiforme, geralmente alongado, afinando-se em ambas as extremidades, especialmente na anterior, por onde sai o flagelo. O ectoplasma forma o periplasto; o endoplasma contém o núcleo e na extremidade posterior do corpo o cinetoplasto, que consiste da união do corpo parabasal e do blefaroplasto.

Neste último grânulo nasce o axonema do flagelo que logo corre na borda do periplasto, formando a membrana ondulante; na extremidade anterior, o axonema torna-se livre, levando uma bainha do periplasto, formando assim o flagelo. (Fig. 3.)

Segundo investigações com o microscópio eletrônico feitas por Kleinschmidt (1951), o corpo dos tripanosomas consta de fibrilas estreitamente empacotadas, cuja disposição varia, aparentemente, em relação direta com o tipo de locomoção. Estas fibrilas se compõem, segundo toda probabilidade, de pequenos discos hexagonais que se reúnem em forma de colunas.

A posição do núcleo se altera conforme a espécie do tripanosoma, como, por exemplo, o **T. lewisi**, cujo núcleo situa-se mais para a extremidade anterior. (Fig. 4.) O citoplasma está geralmente constituído de grânulos finos homogêneos. A multiplicação se realiza por divisão longitudinal múltipla e bipartição. (Fig. 5-C e B.)

Somente poucas espécies, como o **T. lewisi**, **T. priatum** e **T. criceti**, exibem partição múltipla em que o blefaroplasto e o núcleo celular se dividem muitas vezes da partição do plasma. (Fig. 6.)

Afora a exceção da espécie, **T. equiperdum**, o agente produtor da dourina dos cavalos, que se contagia no ato do coito de um animal com outro, os tripanosomas são transmitidos, na maior parte das vezes, por intermédio de invertebrados chupadores de sangue (insetos

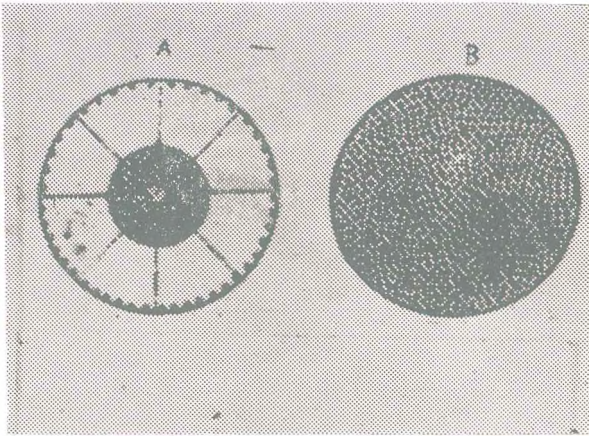
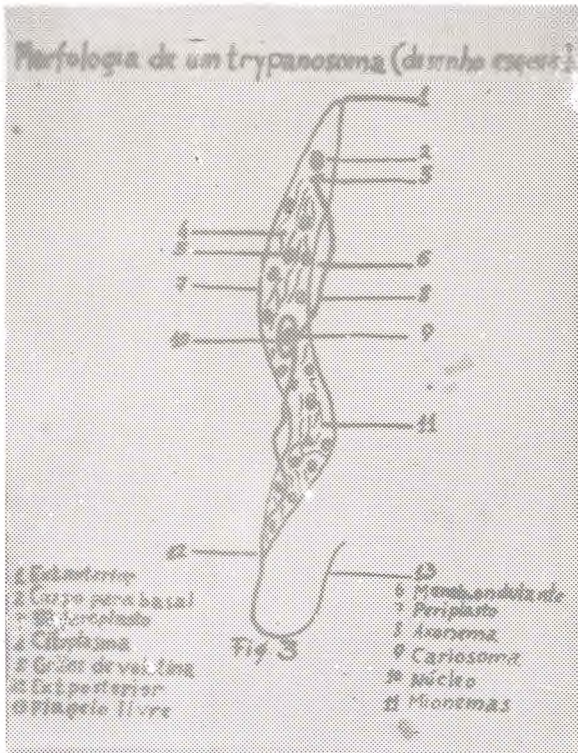


Fig. 1-A e B (Tipos de núcleos nos protozoários).
 A. — Núcleo Vesicular. B — Núcleo compacto.



hematófagos). Segundo a espécie e o lugar em que ocorrem estas permutas, os tripanosomas podem distribuir-se em vários grupos (Ulmann, 1942). Na classificação sistemática dos tripanosomas, consideram-se a forma e o modo de reprodução dos parasitas no hospedeiro vertebrado.

Segundo este critério, Hoare pôde agrupar numerosas espécies, como por exemplo: *Trypanosoma lewisi*, *Trypanosoma cruzi*, *Trypanosoma theileri* e *Trypanosoma grayi*. Membrana ondulante, extremidade do flagelo livre, blefaroplasto grande.

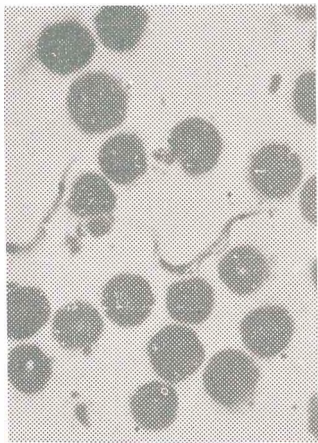
Segundo Kudicke (1911), 5% do *T. lewisi* não têm blefaroplasto.

Dos 34,7% dos ratos infectados examinados por nós, todos os tripanosomas constavam de blefaroplastos.

Multiplicação no hospedeiro vertebrado: *Trypanosoma lewisi* — divisão múltipla durante o estágio de *Crithidia*. *Trypanosoma cruzi* — divisão durante o estágio de *Leishmania*. *Trypanosoma theileri* — divisão durante o estágio de *Crithidia*. *Trypanosoma grayi* — divisão durante o estágio de *Trypanosoma*.

Esquemáticamente, o tripanosoma compõe-se de um núcleo, central ou situado mais para a extremidade posterior ou anterior do parasita; do flagelo, que é constituído por um filamento axial, denominado axonema, originário de um grânulo diminuto; do blefaroplasto, que se encontra no citoplasma e algumas vezes sôbre a superfície da membrana nuclear. O axonema passa através da superfície do corpo e, tornando-se livre, adquire uma delgada bainha do citoplasma, transformando-se em flagelo. Pode distinguir-se no axonema uma porção intracitoplasmática e outra flagelar. A primeira é chamada rizonema. (Fig. 3.)

Por uma série de experiências comparativas entre as formas sangüícolas e metacíclicas dos *T. lewisi* e *T. duttoni*, foi possível mostrar que êsses parasitas diferem morfológica e fisiològicamente uns dos outros (Brumpt - E).



— *T. lewisi*, no sangue pe-
do do rato. Notar o núcleo
para a extremidade ante-
: 1.500). (Microfotografia).



Fig. 5C e 5B — Divisão Longitudinal múltipla
obesrvada no *T. lewisi* (Obs. de F. L. Nino).

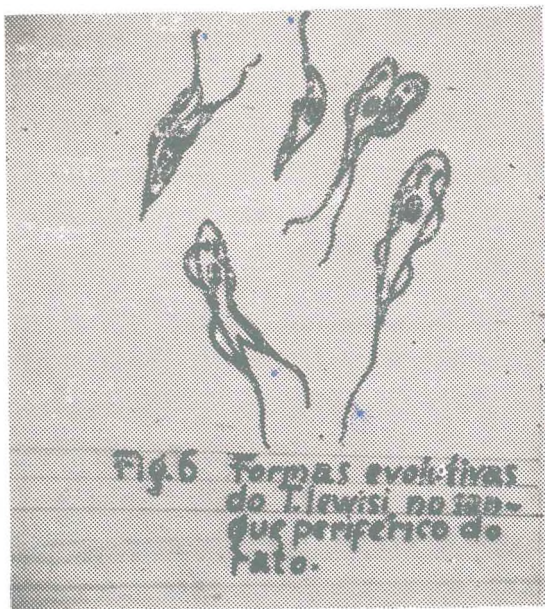


Fig. 6 Formas evolu-tivas
do *T. lewisi* no san-
que periférico do
rato.

O *T. lewisi*, parasita de muitas espécies de ratos cosmopolitas, é transmitido por numerosas espécies de pulgas (Brumpt - E).

MORFOLOGIA NOS TECIDOS

Apresenta-se sob a forma de leishmânia, corpúsculo ovóide, globóide ou esférico com 2 a 5^{micra} de comprimento e 1 a 3^{micra} de largura. (Fig. 2 - 1.)

Esquemáticamente, essa forma de leishmânia compõe-se de um núcleo, um pouco para a extremidade posterior do corpo do parasita. Cora-se em vermelho pelos corantes de Romanowsky (May-Grunwald-Giemsa), Leishmann, Wright e em preto pela hematoxilina. O cinetoplasto foi descrito por Wenyon: corpo parabasal e blefaroplasto, o primeiro em bastonete com as mesmas propriedades tintoriais do núcleo e que aparece como um corpúsculo arredondado e o segundo, do qual se origina um filamento que termina ao nível da membrana celular, chamado rizoplasto de Novy, é a parte intracitoplasmática do flagelo.

MORFOLOGIA NO INSETO VETOR

No aparelho digestivo do vetor, a forma de leishmânia passa para uma forma flagelada, móvel, embora alguns investigadores tenham encontrado esta última também nos tecidos, em raros casos.

Apresenta o corpo fusiforme, com 5 a 20^{micra} de comprimento e 0,5 a 3^{micra} de largura, do qual parte um flagelo, em posição anterior, com 12 a 16^{micra} de comprimento. (Fig. 2-2 e 3.)

O *Trypanosoma lewisi* desenvolve-se de preferência no tubo intestinal das pulgas do rato, multiplicando-se nas células do intestino médio, passando para o estágio de **crithidia**, convertendo-se, depois, na for-

ma metacíclica, especialmente pequena, que produz a infecção nos ratos. (Fig. 2-4.)

Em 1910, Minchin e Thompson estudaram a evolução do *Trypanosoma lewisi* no tubo digestivo de uma pulga de rato (*Ceratophyllus fasciatus*). Como acima, há a multiplicação sob a forma de *Crithidia*, retornando à forma de tripanosoma metacíclico. Os mesmos fenômenos foram estudados em numerosas pulgas por Strickland e Swellen-Grebel, Swingle, Noller e Minchin e Tompson.

Noller e Brumpt descrevem que os tripanosomas metacíclicos da ampola retal das pulgas não passam nunca das suas glândulas salivares e que, por simples picada, êstes insetos não contaminam os ratos, pelo que se pode afirmar que os tripanosomas não são inoculados. É com efeito nas digestões que se encontram os tripanosomas metacíclicos e é por seu intermédio que o rato se infecta, quando se lambe.

Segundo Strickland e Ulinchin, o rato, comendo as suas pulgas, contrairá igualmente a infecção.

O tripanosoma do Hamster (*Trypanosoma rabino-witschi*) evolui da mesma maneira nas pulgas dêste animal (Noller). Os de Lérat (*Trypanosoma blanchardi*), do coelho (*Trypanosoma nabiasi*) e do camondongo (*Trypanosoma duttoni*) evoluem, segundo sua ubiqüidade, numa ou várias espécies de pulgas (Brumpt).

Tôdas estas espécies de tripanosomas nas formas metacíclicas encontram-se nas dejeções e nunca nas glândulas salivares. Por uma série de experiências comprovativas entre as formas sangüícolas e metacíclicas do *Trypanosoma lewisi* e *Trypanosoma duttoni*, pôde ser mostrado que os parasitas diferem morfològicamente e fisiològicamente uns dos outros.

O *Trypanosoma lewisi* evolui no interior de numerosas pulgas de roedores e aves e é susceptível de efetuar seu ciclo evolutivo completo nos diversos hemípteros (*cimex lectularius*) e nos dípteros (*melophagus ovinus*), afirma Brumpt.

MORFOLOGIA NOS MEIOS DE CULTURA

Observamos que o inóculo com o *Trypanosoma lewisi* no meio de Muniz e Freitas, conservado na temperatura ambiente 28° e 29°, desenvolveu as formas de *Crithidias* e *Trypanosomas*.

No meio de N. N. N., os *Trypanosomas lewisi* não evoluíram; mantiveram-se vivos pelo prazo de 17 dias. Observamos que sua motilidade diminuía após o 10.º dia de semeadura, sendo que daí em diante mostravam-se com quase nenhuma, diminuindo gradativamente para se tornarem inativos no 17.º dia. Para que esta observação fôsse mais correta, fizemos semeadura desta cultura em novos meios de N. N. N. e Muniz e Freitas, não conseguindo reativá-la. Preparamos gôtas pendentes, gôta entre lâmina e lamínula e esfregaços corados pelo método de May-Grunwald-Giemsa para comprovação de que a cultura estava pura.

No meio de Packchaniau, tivemos a oportunidade de observar poucas formas de tripanosomas vivos durante 10 dias. Encontramos algumas formas que, coradas pelo May-Grunwald-Giemsa, assemelhavam-se com as formas em O, de Row, que se observam nas culturas velhas do gênero leishmânia.

Nem sempre nos esfregaços de material, colhido nos órgãos — baço, fígado, pulmões, gânglios, coração e mesmo na pele e sangue periférico, encontramos os parasitas que pretendemos investigar, permanecendo, no entanto, a suspeita clínica, e, neste caso, será então lançado outro recurso, qual seja a realização da cultura no meio adequado.

Nas nossas investigações utilizamos o meio de Muniz e Freitas, meio de N. N. N. e meio de Packchaniau. Cumpre-nos ressaltar que o trabalho com os meios de cultura que utilizamos para as investigações não nos decepcionou, porquanto, em 20 ratos de resultados negativos para *T. lewisi* em lâminas coradas e também

em exame a fresco com os órgãos citados acima, procuramos com todos os cuidados de assepsia cultivá-los, não conseguindo o desenvolvimento do *T. lewisi*. Entretanto, noutros 20 ratos comprovadamente positivos em *T. lewisi* fizemos a hemocultura de cada um, colhendo sangue (punção cardíaca) por intermédio de pipeta Pasteur, e semeamos aproximadamente 0,25 ml de sangue em cada tubo do meio de Muniz e Freitas, N. N. N. e Packchaniau. Obtivemos ótimo resultado com o de Muniz e Freitas. Fizemos transplantes com resultado satisfatório em todos os 20 casos. Comprovamos, assim, que é desnecessário recorrer à cultura do *T. lewisi* para a sua determinação, porquanto pelo simples esfregaço ou gôta pendente conseguiremos a sua identificação.

R. Devignat e A. Dresse descrevem uma microtécnica, simples e rápida, de concentração do sangue em tripanosomas. Permite o enriquecimento, ensejando fazer em série o diagnóstico rápido de uma infecção do rato pelo *T. lewisi* da ordem de 1 parasita por mm³. Esta técnica poderia ser útil se os resultados observados se confirmassem nos outros tripanosomídeos humanos ou animais

Novy e Mac Neal alcançaram êxito pela primeira vez, na cultura em série, com um tripanosoma semelhante ao *T. lewisi* do rato. Utilizaram o seguinte meio:

Ágar de Novy e Mac Neal (Ágar NN)

- I. Extrato de 125 gr. de carne de vaca em 100 ml de água:

| | |
|---------------------------|-------|
| Ágar-Ágar | 20,0 |
| Peptona | 20,0 |
| Na Cl | 5,0 |
| Sol. soda (N/1) | 10 ml |

- II. Sangue de coelho desfibrinado e extraído em condições de esterilidade.

Mistura-se uma parte de I, em condições de esterilidade, com uma parte de II, a 55° C, e se distribui em tubos de ensaio, em posição inclinada; deixa-se que coagulem e então colocam-se verticalmente a 37° durante 24 horas, onde se confirma a prova de esterilidade e, ao mesmo tempo, forma-se a água de condensação em abundância na qual se lava o material de inoculação. Dependendo da espécie de tripanosoma, determina-se a quantidade da mistura de I e II. Assim sendo foi que nos animamos a utilizá-lo. De acordo com o seu meio de cultura, não obtivemos resultados satisfatórios. Passamos, em seguida, a trabalhar com o meio de N. N. N., seguinte:

| | |
|-----------|--------|
| I. Água | 900 ml |
| Ágar-Ágar | 14,0 |
| Na Cl | 6,0 |

II. Sangue de coelho. 3 — 4 parte de I misturam-se com uma parte de II a 50° — 55° C, observando-se a mesma técnica que a anterior. Fizemos o inóculo e conservamo-lo numa temperatura ambiente de 20 — 25° C onde não colhemos êxito, também. Apenas conseguimos manter os tripanosomas vivos por um período de 17 dias, sem desenvolvimento de novas formas. Mostraram-se com a capacidade de vida limitada e, até à sua inatividade, não ocorreu a metamorfose para a forma de *Crithidia*.

Com sangue puncionado do coração, do fígado, do baço e dos pulmões inoculamos no meio de Muniz e Freitas, obedecendo à seguinte técnica:

Em primeiro lugar, manter as maiores cautelas possíveis de assepsia, usando sempre pipetas esterilizadas. Uma pipeta é empregada para cada tubo.

Utilizamos para o trabalho quatro ratos, infectados com *T. lewisi*, sendo dois jovens e dois adultos. Dos dois primeiros, puncionamos por intermédio de uma

pipeta Pasteur (pipeta estirada) o coração e o fígado e semeamos aproximadamente 0,5 ml de sangue do coração do 1.º em três tubos, com meio de cultura, e cerca de 0,25 ml do sangue do fígado do 2.º, também em três tubos. Puncionamos os dois adultos, sendo do 1.º colhidos aproximadamente 0,25 ml e do segundo, também aproximadamente, 0,25 ml, e semeamos em dois tubos de meio cada material. Deixamos na temperatura ambiente de 28 — 29º C. Cinco dias após, começava a multiplicação. Feitas lâminas de todos os 10 tubos, notamos na gôta, entre lâmina e lamínula, numerosas formas com grande motilidade. Feitos os esfregaços e corados pelo May-Grunwald-Giemsa, comprovamos inúmeras formas em **Crithidias** e por mais 10 dias ainda se encontravam vivas. Esse material, que cultivamos, mantemos em nosso laboratório, permanecendo vivo, para a cadeira de que somos assistente.

O meio de Muniz e Freitas que utilizamos consta da seguinte fórmula:

| | |
|----------------------|--------|
| Caldo de carne | 100 ml |
| Peptona | 1,0 |
| Na Cl | 0,5 |
| Glicose | 2,0 |

Deixar 20 ml de caldo e juntar a estas substâncias. Dar uma fervura e juntar com Ágar-Ágar.

| | |
|--------------|-----------------|
| Ágar | 3,0 ou 1 para 6 |
|--------------|-----------------|

Ajustar o pH 7,2 — 7,4, usando para isto sol. N/1 de NaOH. Autoclavar a 115º C durante 30 minutos. Acrescentar a cada 100 ml dêste ágar nutritivo glicosado aquecido a 50 — 56º C. 10 ml de sangue desfibriado de coelho, mais 10 ml de caldo de fígado, preparado da seguinte maneira:

- a) Fígado fresco 25,0
 Água destilada 100 ml
- b) Deixar 20 minutos em vapor fluente.
- c) Filtrar em papel de filtro e acrescentar:
 Peptona 1,0%
 Na Cl 0,5%
- d) Autoclavar a 120° durante 30 minutos.

Observações: Depois de realizado o item c, dar uma esterilização (fervura) de 10 minutos e passar em papel de filtro. Distribuir em tubos de ensaio 18 x 18 e, no momento de usar, fazê-lo a 10%. Coloca-se em cada balão de Erlenmeyer, de 250 ml, 40 ml de base. Em seguida, 4 ml de caldo de fígado e 4 ml de sangue.

e) Preparado o meio, distribuído em tubos de ensaio 18 x 18 e comprovada a esterilidade, adiciona-se a cada tubo, por meio de uma pipeta graduada de 10 ml, 0,5 ml de solução fisiológica a 9% 00 e 0,2 ml de caldo glicosado a 1%.

PREPARO DO CALDO GLICOSADO

Material:

- 1. Extrato de carne 3,0
- 2. Peptona 5,0
- 3. Glicose 5,0
- 4. Água destilada 1.000 ml

Técnica:

- 1. Dissolver a quente o extrato de carne e a peptona em 1.000 ml de água destilada.
- 2. Ajustar o pH final — 7,0. Precipitá-lo a 118° C durante 10 minutos.
- 3. Filtrar em papel de filtro.
- 4. Adicionar a glicose — 5,0.
- 5. Distribuir em tubos 18x18. Volume de 10 ml e 5 ml em cada tubo.



MEIO DE PACKCHANIAU

1. Preparação em infusão de 500 gramas de carne em 1.000 ml de água destilada. Deixar durante uma noite na geladeira. Aquecê-la até as proteínas se precipitarem, filtrar em gaze e algodão. Ajustar o pH 7.2 -- 7.4. Ferver durante 10 minutos. Filtrar. Autoclavar a 120° C durante 20 minutos.

2. Acrescentar:

| | |
|-------------------|------|
| Peptona | 10,0 |
| Na Cl | 5,0 |

3. Ajustar o pH p/7.4.

4. Deixar em ebulição por 20 minutos. Filtrar em papel de filtro. Completar o volume para 1.000 ml.

5. Adicionar Ágar-Ágar — 17,0 (1.7%) ou 12 gramas.

6. Autoclavar a 120° C durante 20 minutos.

7. Para utilizar, aquecer a 56° C e acrescentar 20 — 50% de sangue desfibrinado de coelho. Distribuir em tubos de ensaio 18 x 18 4 ml e proceder da seguinte maneira: v. meio de Bonaci. No momento de usar, ajuntar 0,5 a 1 ml de caldo glicosado.

CUIDADOS INDISPENSÁVEIS NOS PREPAROS DOS MEIOS DE CULTURA

Usar sempre todo o material lavado com água comum e depois em água destilada. Verificar se o ágar-ágar em fibra que vamos utilizar para os meios de cultura está limpo de poeiras e assim mesmo, após a pesada, lavar em água destilada e espremê-lo em morim, coando-o, até retirar tôda a água. Preparar o meio de cultura, obedecendo rigorosamente como manda a téc-

nica, não esquecendo que a esterilização é também o fiel para que possamos trabalhar com um meio de cultura em ótimas condições, bem como os ingredientes — peptona, cloreto de sódio, glicídios, carne de gado para o preparo da água de carne, etc. — de boa procedência. Ver se o sangue utilizado nestes meios de cultura é de coelho ou se de outro animal sadio.

CUIDADOS NA SEMEADURA

A sementeira varia de acordo com o meio de cultura que utilizamos, dependendo também do material a semear.

Se o meio de cultura é líquido ou sólido, procedemos com pipetas estiradas (Pasteur) ou alça de platina, levando o material suficiente para o meio a semear. No caso de utilizarmos o meio de Muniz e Freitas, N. N. N. ou Packchaniau, devemos proceder à sementeira usando pipeta estirada, se tratar-se de sangue, medula, pólpa esplênica ou hepática, ou se partirmos de outra cultura que contenha líquido. Usamos alça de platina, no caso de sementeiras com material que se deverá passar sobre um meio onde há superfície lisa, como no meio de gelose inclinada, etc. Quando usamos sangue, é recomendável semear cada material pelo menos em cinco tubos. Podemos utilizar sangue total ou, como recomenda Nicolle no semeio de leishmânias, centrifugar o sangue com solução salina citratada e fazer o semeio em pelo menos cinco tubos. A média de sangue é de 5 a 10 gotas por tubo. Brahmachari usa 0,25 de sangue, adiciona 25 ml de sol. salina citratada, deixa repousar uma noite na geladeira para, no dia seguinte, colher com pipeta o líquido sobrenadante. Do sedimento que fica faz os semeios. Esse processo devemos usar nos casos onde já houve a presença de tripansomas.

TEMPERATURA PARA O DESENVOLVIMENTO DOS TRIPANOSOMAS

Os tripanosomas não patogênicos ou mesmo os patogênicos crescem bem numa temperatura entre 27 a 29° C, sendo o ideal a temperatura de 28° C. Quando a temperatura sobe acima de 30°, os flagelados morrem ao cabo de poucos dias (cultura obtida de sangue de rato). O pH do meio de cultura influi muito para o crescimento do parasita.

BIOLOGIA — POSIÇÃO

A biologia dos tripanosomas é semelhante nas diversas espécies, passando pelas formas de **Leishmanias**, **Leptomonas**, **Crithidias** e **Trypanosomas**. (Fig. 2, - 1, 2, 3, 4.)

O **Trypanosoma equiperdum** (Doflein, 1901) ocupa lugar especial entre os tripanosomídeos parasitas dos cavalos, devido à índole especial de sua transmissão, sem transmissor ativo (infecção por contato). O **Trypanosoma equiperdum** não experimenta metamorfose alguma (monomorfo), preserva sempre o estágio de tripanosoma (Rouget, 1904).

Trypanosoma lewisi (Kent, 1880) é o parasita do rato em todo o mundo e muito numeroso na corrente sangüínea, no auge da infecção. Pode ocasionalmente infectar pessoas, o que demonstra Johnson, P. O. (1933), com o caso de uma criança de cinco anos, na Maláia. O tripanosoma era visível em grande quantidade no sangue durante 5 dias; após êste período, desapareceu. A infecção estava associada com piroxia e acentuada linfocitose. Individualmente, o **Trypanosoma lewisi** varia muito de tamanho, chegando, quando na fase crônica, a atingir 24^{micra}. O núcleo é localizado antes do

ponto central do corpo. O parasita se desenvolve em *Ceratophyllus fasciatus*, *Xenopsylla cheopis* e outras pulgas (Minchin e Thompson. A pulga do rato, entre nós a *Xenopsylla cheopis*, 100% é a principal vedora. O tripanosoma vai para as células epiteliais do estômago, onde crescem de tamanho. O núcleo se divide repetidamente e forma novos elementos. (Fig. 5c.) Êstes escapam das células e vão para a parte posterior, depois de dois dias, apresentando-se então em forma de *Criethidia* e depois em formas metacíclicas. O rato absorve os excretos das pulgas ou as come. O tripanosoma aparece no sangue do rato após seis dias.

Em tôdas as nossas preparações tivemos o cuidado de estudar a morfologia visando à evolução do parasita e. no entanto, nunca encontramos formas em leishmânia, se bem que, no sangue periférico, no coração e pulmões, encontramos formas muito pequenas, tipo torpedo, outras grandes e largas, assim como muitas em divisão semelhantes às que se observam no tubo digestivo das pulgas (Fig. 10.)

DIAGNÓSTICO

Para saber se o rato ou outro animal suspeito está parasitado pelo hemoflagelado (*Trypanosoma lewisi*), devemos lançar mão da colheita de sangue. Para a colheita de sangue do rato, servimo-nos de um cálice de vidro de 500 ml e, sob êste, prendemo-lo, deixando a cauda do lado de fora (Fig. 7.), a fim de melhor podermos colhêr o sangue de sua extremidade e, em seguida, preparamos duas lâminas, uma com uma gôta de sôro fisiológico, onde depositamos uma gôta pequena de sangue e cobrimos com uma lamínula. Com outra lâmina fazemos um esfregaço e coramos pelo May-Grunwald-Giemsa. Levamos ao microscópio. Para o exame direto a fresco, entre lâmina e lamínula, usamos ocular 8 x objetiva 20 x. Se negativo, o material é exa-

minado com ocular 8 x objetiva 45 x. Se positivo, então coramos o esfregaço para confirmar a presença de **Trypanosoma lewisi**. A presença de um organismo alongado, com movimentos contínuos que deslocam as hemáticas por meio de flagelo livre, dirigido sempre no sentido do deslocamento do protozoário, já se nos apresenta, afirmativamente, como seja tripanosoma, mas, para confirmação e identificação, fazemos a coloração pelo método acima citado. Em lâmina corada e examinada com objetiva de imersão, verifica-se que o **Trypanosoma lewisi** mostra o corpo alongado, fusiforme, possui um blefaroplasto arredondado e, às vezes, ligeiramente oval. O núcleo, alongado e grande, freqüentemente dividido, acha-se sempre antes do meio do corpo e o flagelo livre muito bem visível, inclusive a membrana ondulante. (Fig. 4-A). Nesta espécie de tripanosoma, é comum encontrarmos formas em multiplicação. Geralmente, nos ratos infectados sempre notamos grande número dêste flagelado, tornando-se, por isso, muito fácil o diagnóstico. (Fig. 8.)

Nunca descobrimos formas em leishmânias, nem no sangue periférico e nem nos demais órgãos dos roedores. Encontramos outras formas em evolução. Então propusemo-nos verificar o número exato de roedores acometidos por êste mastigóforo e a determinação das zonas de penetração do mesmo.

O primeiro trabalho que se nos deparou foi o dos métodos de laboratório para o diagnóstico, já citado, e o segundo foi a percentagem de roedores portadores de **Trypanosoma lewisi**. (Quadros 3 e 4.) Quando é comprovada a positividade, então sacrificamos o rato, pondo-o dentro de um vidro de boca larga, contendo um pedaço de algodão embebido no éter. (Fig. 9.)

Fazemos a necropsia e, em seguida, preparamos lâminas (esfregaços) de material colhido da ponta da cauda, pulmões, coração, fígado, baço, rins, supra-renal, gânglios e músculos de diversos setores. Obtivemos o seguinte resultado:

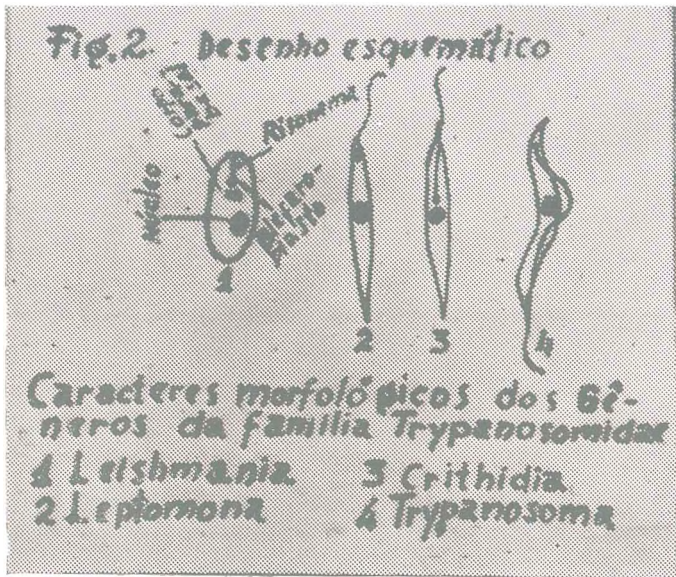


Fig. 4-A — Sangue periférico do rato.



Fig. 10 — Divisão longitudinal binária dos trypanosomas: 1 — Forma livre no sangue. 2, 3 e 4 — Divisão longitudinal. (Distintos aspectos) obs. c. F. L. Nnino.

| ESPÉCIES | 1a.Zona | | 2a.Zona | | 3a.Zona | | 4a.Zona | | 5a.Zona | | Total | Total |
|--------------|---------|------|---------|------|---------|------|---------|------|---------|------|---------|--------|
| | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Ex. | Pos. | Examin. | Posit. |
| R.r.alexand. | 376 | 116 | 90 | 33 | 20 | 7 | 10 | 2 | 4 | 1 | 500 | 159 |
| R.r.irugiv. | 190 | 88 | 90 | 30 | 20 | 4 | 8 | 2 | 2 | 0 | 310 | 124 |
| R.r.rattus | 20 | 7 | 12 | 4 | 2 | 0 | 2 | 0 | 4 | 1 | 40 | 12 |
| Totais | 586 | 211 | 192 | 67 | 42 | 11 | 20 | 4 | 10 | 2 | 850 | 295 |

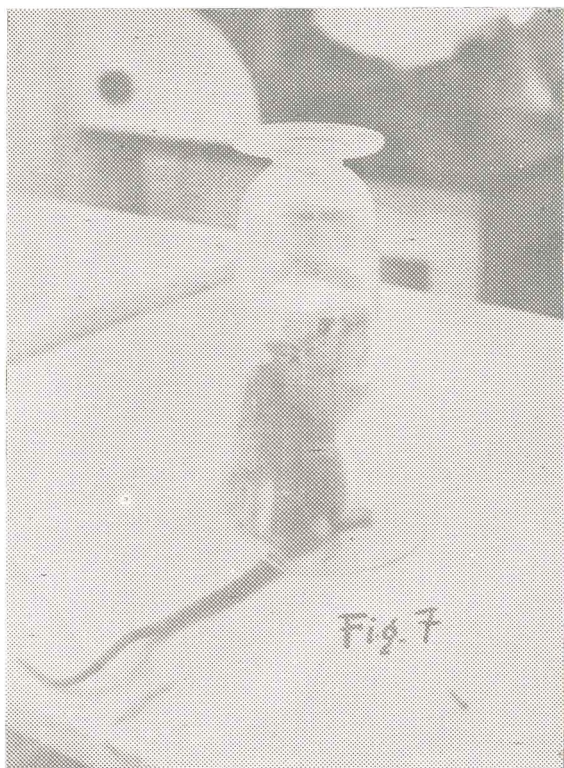
QUADRO 5

Coramos as nossas lâminas com os corantes de Romanowsky May-Grunwald-Giemsa, habitualmente empregados em hematologia, pertencendo ao grupo dos corantes sintéticos, derivados da hulha, e as anilinas, que são solubilizados no estado de sais.

Segundo Ehrlich, os corantes dividem-se em três grupos: ácidos, básicos e neutros. Daí utilizarmos o May-Grunwald-Giemsa, pois o primeiro (May-Grunwald) cora os elementos acidófilos que constituem o citoplasma, e o segundo, especialmente os componentes nucleares e as granulações azurófilas, por isso chamado de panóptico. O método de coloração de Romanowsky foi o ponto de partida de muitos métodos universalmente empregados, como o método panóptico e o pancrômico de Pappenheim. Os elementos celulares do sangue têm afinidades eletivas para as côres de anilina ácida, básica ou neutra. O núcleo das células toma as côres básicas (azul de metileno), os ácidos (eosinas) agem sobre os elementos citoplásmicos, e os neutros ou policrômicos, mistura de corantes ácidos e básicos, coram, além dos constituintes acidófilos e basófilos, também outros componentes, que são de reação neutrófila.

Podemos recorrer a vários métodos de coloração, porém devemos preferir as tintas policrômicas, que são capazes de corar elementos celulares neutros, ácidos e básicos.

Para o nosso trabalho, coramos tôdas as lâminas com a combinação de May-Grunwald com o Giemsa. Adotamos a prática seguinte (Langeron):



Rato preso sob um cálice de vidro. Notar a cauda do lado de fora do cálice.

1. Feito o esfregado, deixá-lo secar ao ar e, em seguida, pingar 15 gôtas de May-Grunwald sôbre o mesmo, deixar três minutos, tendo o cuidado de cobrir a lâmina com uma placa de Petri (evitar evaporação).

2. Sem derramar o corante fixador, lançar 15 gôtas de água destilada, e demorar um minuto, tendo o cuidado de agitar lentamente para misturar com o corante a fim de determinar o contraste.

3. Escorrer sem lavar e cobrir com Giemsa (1 gôta de Giemsa para 1 ml de água destilada), demorando de 10 a 15 minutos.

4. Lavar, inclinando a lâmina para escorrer o corante, e deixar cair sôbre a mesma um jato fino d'água, de uma torneira, ou por intermédio de uma pisseta. Havendo excesso do corante, convém a diferenciação, que será feita por lavagem prolongada em água limpa com ácido bórico ou fosfato monossódico a 1%.

5. Deixá-lo secar ao ar, examinando em óleo de cedro ou parafina líquida com objetiva de imersão.

No corante de May-Grunwald-Giemsa, obedecemos à técnica de preparação seguinte:

| | |
|----------------------------------|--------|
| I — May-Grunwald em pó | 0,3 |
| Álcool metílico | 100 ml |
| II — Giemsa em pó | 3,0 |
| Álcool metílico | 375 ml |
| Glicerina neutra “Baker” | 125,0 |

Em nossos trabalhos tivemos a oportunidade de fazer cinco ratos brancos comerem uma mistura de farinha, leite e um lote de 150 pulgas vivas, capturadas de 22 ratos comprovadamente infectados em massa com **Trypanosomas lewisi**. Após quatro dias, começamos a examinar o sangue dêsses ratinhos, colhendo o material da ponta da cauda e examinando-o a fresco entre lâmina e lamínula, e também em esfregaços corados pelo May-Grunwald-Giemsa. Sômente no nono dia pas-

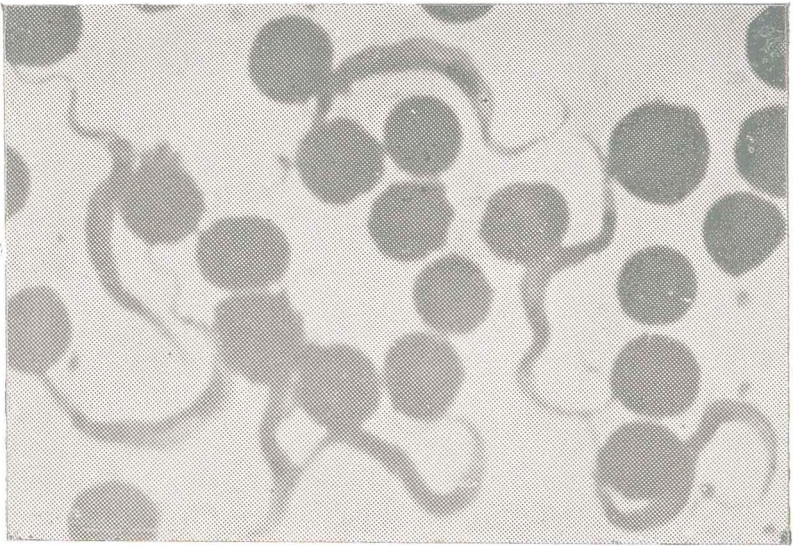


Fig. 8 — Notar grande número de *T. lewisi* no sangue periférico de um rato. (Microfotografia).

samos a encontrar poucas formas de tripanosomas. Feitos imediatamente semeios nos meios de N. N. N., Packchaniou e Muniz e Freitas, após cinco dias havia desenvolvimento no meio de Muniz e Freitas, formas em *Crithidia*. Continuamos de dois em dois dias as colheitas de sangue nos ratos brancos até que do 11.^o ao 15.^o notamos que já havia muitas formas de tripanosomas no sangue periférico. Sacrificamos um rato e, em tôdas as vísceras, especialmente no fígado, pulmões e coração, encontramos tripanosomas, que anotamos com duas cruces.

Conservamos os outros quatro ratos, alimentando-os adequadamente, até que no 18.^o dia morreu um dos quatro, apresentando tremores. Autopsiamos-lo. Apresentava os órgãos aparentemente normais. Apenas mostrava-se com o baço e fígado um pouco friáveis. Fizemos esfregaços do sangue periférico que, corados e em gôtas pendentes, revelaram numerosos tripanosomas e hiperplasia com células jovens, predominando linfocitóides. Após quatro dias da morte do primeiro, ou seja, no 22.^o dia, morreu outro, apresentando o mesmo quadro que o primeiro. À autópsia, revelou as mesmas características do anterior, e fizemos as lâminas, que demonstraram numerosos tripanosomas. O terceiro rato morreu no 24.^o dia, não apresentando o quadro dos dois primeiros. As lâminas coradas (esfregaços) e gôtas pendentes não revelaram tripanosomas. Procedemos à cultura no meio de Muniz e Freitas, semeando sangue do coração, porém houve proliferação bacteriana, dando-se como perdido o material. Do quarto rato fizemos lâminas no 25.^o dia de vida, não apresentando tripanosomas nem no esfregaço e nem a fresco, entre lâmina e lamínula. Tentamos puncionar o coração e, com 0,50 ml de sangue, semeamos para cinco tubos de Muniz e Freitas. Deixamos na temperatura do laboratório (29^o). Após cinco dias, por intermédio de uma pipeta Pasteur, colhemos um pouco da cultura, repicamos para dois tubos de Muniz e Freitas e, em se-

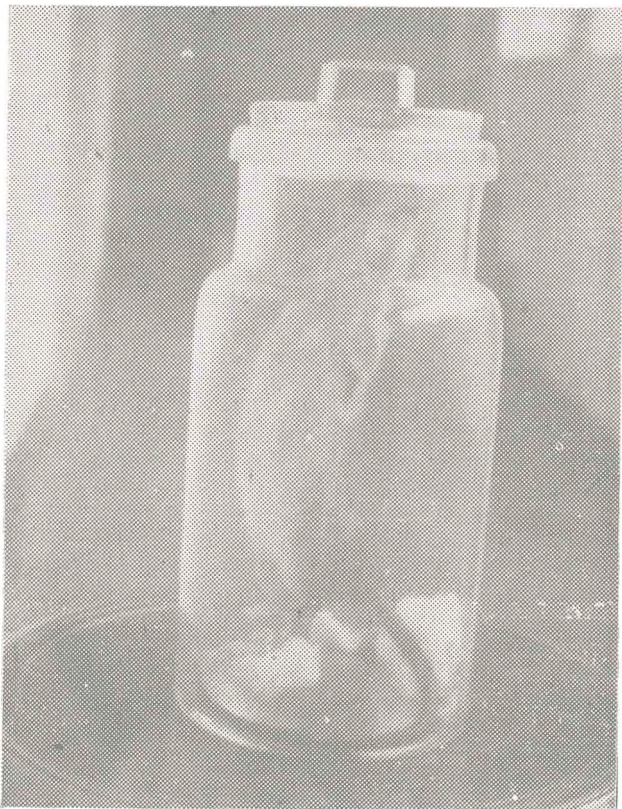


Fig. 9 — Rato preso dentro de um vidro de boca larga, contendo algodões embebidos em éter.

guida, preparamos duas lâminas entre lamínulas que, levadas ao microscópio, revelaram a presença de poucas formas de tripanosoma. Esperamos mais 48 horas e já encontramos algumas formas de **Crithidia** e **Trypanosoma**.

Da cultura do quarto rato inoculamos igual número de ratos brancos (camondongos) por via subcutânea, intramuscular, intraperitoneal, e o quarto, por via oral. Sòmente conseguimos infectar os inoculados por via intraperitoneal e por via oral. Com 10 dias de infecção, examinamos entre lâmina e lamínula o sangue da ponta da cauda de ambos, revelando acentuado número de tripanosomas. Colhemos sangue por punção cardíaca dos dois roedores (2 ml de cada) e inoculamo-lo em dois gatinhos jovens, fêmeas, aproximadamente de dois meses, 1 ml em cada, por via intraperitoneal, e, no outro, por via oral, em mistura com leite de gado. Com seis dias após a inoculação, extraímos sangue da orelha dos gatinhos com resultado negativo. Após 10 dias, fizemos lâminas que, coradas e em gôta pendente, não apresentavam tripanosomas. Esperamos mais cinco dias. Colhemos sangue, não obtendo resultado positivo. No 20.^o dia, puncionamos o coração dos dois gatinhos e inoculamos 0,5 ml em cada tubo de meio de cultura (Muniz e Freitas, três tubos para cada gato). Deixamos na temperatura do laboratório (28 — 29.^o) e, após o sexto dia, começamos a fazer lâminas para, sòmente no 10.^o dia, encontrarmos raros tripanosomas. No 12.^o dia já divulgávamos uma média de um tripanosoma por campo, em objetiva 45 x por ocular 5.

Em outro gato jovem (N.^o 1 - A), criado em nossa casa, cujo sangue foi prèviamente examinado, fizemos duas lâminas entre lamínulas, um esfregaço corado pelo May-Grunwald-Giemsa e hemocultura em meio de Muniz e Freitas, não revelando a presença de tripanosoma. Procedemos a um hemograma, dando o seguinte resultado:

| | | |
|----------|-------------------|-------------------------------|
| | Leucócitos | 10.000 p.mm ³ |
| | Neutrófilos | 67% — 6.700 p.mm ³ |
| Gato | Segmentados | 57% — 5.700 p.mm ³ |
| N.º 1-A | Ferraduras | 10% — 1.000 p.mm ³ |
| (Criado | Eosinófilos | 1% — 100 p.mm ³ |
| em nossa | Basófilos | — |
| casa) | Linfócitos | 27% — 2.700 p.mm ³ |
| | Monócitos | 5% — 500 p.mm ³ |

Ind. de Shilling 1/5,7

Laudê: Fórmula leucocitária dentro dos limites normais.

Eritrócitos: normocrômicos, acentuada anisocitose com predominância de micrócitos.

Neste gatinho, inoculamos por via intraperitoneal 1 ml de sangue colhido de punção cardíaca de um rato branco que mostrava no seu sangue numerosos tripanosomas. Sacrificamos êste rato com uma pancada no cérebro e imediatamente oferecemos a carne para outro gato (n.º 2 - A), que submetemos aos mesmos testes que o primeiro, e deixamo-lo comer. Conservamos êstes dois gatinhos numa gaiola de arame, sendo alimentados com leite, pão e carne cozida. Após seis dias, começamos a examinar o sangue periférico dos dois. No 15.º dia já encontramos raros tripanosomas no gato inoculado por via intraperitoneal e no inoculado por via oral.

Fizemos hemograma dos dois gatos, com o seguinte resultado:

| | | |
|-------------|-------------------|-------------------------------|
| | Leucócitos | 9.500 p.mm ³ |
| | Neutrófilos | 50% — 4.750 p.mm ³ |
| Gato | Segmentados | 55% |
| N.º 1-B | Ferraduras | 4% |
| (Inocula- | Eosinófilos | 3% — 285 p.mm ³ |
| cão intra- | Basófilos | — |
| peritoneal) | Linfócitos | 38% — 3.610 p.mm ³ |
| | Monócitos | 9% — 855 p.mm ³ |

Ind. de Shilling 1/13,7

Laudó: Discreta diminuição dos leucócitos acompanhada de evidente neutropenia. Linfo-Monocitose.

Eritrócitos: ligeiramente hipocrômicos. Acentuada anisocitose com muitos micrócitos.

| | | | |
|----------|-------------------|-------------------------------|-----------------------|
| | Leucócitos | 9.400 p.mm ³ | Ind. de Shilling 1/53 |
| | Neutrófilos | 70% — 6.580 p.mm ³ | |
| Gato | Segmentados | 59% — 5.546 p.mm ³ | |
| N.º 2-A | Ferraduras | 11% — 1.034 p.mm ³ | |
| (Criado | Eosinófilos | 3% — 282 p.mm ³ | |
| em nossa | Basófilos | — | |
| casa) | Linfócitos | 24% — 2.256 p.mm ³ | |
| | Monócitos | 3% — 282 p.mm ³ | |

Laudó: Contagem global dos leucócitos dentro dos limites normais.

Fórmula leucocitária específica, normal.

Eritrócitos: ligeiramente hipocrômicos. Acentuada anisocitose com predominância de micrócitos.

| | | | |
|-----------|-------------------|-------------------------------|----------------------|
| | Leucócitos | 8.000 p.mm ³ | Ind. de Shilling 1/4 |
| | Neutrófilos | 50% — 4.000 p.mm ³ | |
| Gato | Segmentados | 40% — 3.200 p.mm ³ | |
| N.º 2-B | Ferraduras | 10% — 800 p.mm ³ | |
| (Inocula- | Eosinófilos | 1% — 120 p.mm ³ | |
| do por | Basófilos | — | |
| via oral) | Linfócitos | 43% — 3.400 p.mm ³ | |
| | Monócitos | 6% — 480 p.mm ³ | |

Laudó: Diminuição dos leucócitos com diminuição dos neutrófilos. Acentuada linfocitose.

Eritrócitos: ligeiramente hipocrômicos. Anisocitose com muitos micrócitos.

No 25.^o dia, já existia maior número de tripanosomas. Então fizemos o hemograma de ambos, com o seguinte resultado:

| | | | |
|------|--------------------------|-------------------------------|-----------------------|
| | Leucócitos | 5.800 p.mm ³ | Ind. de Shilling 1/10 |
| | Neutrófilos | 55% — 3.190 p.mm ³ | |
| | Segmentados | 50% | |
| Gato | Ferraduras | 5% | |
| 1-B | Eosinófilos | — | |
| | Basófilos | — | |
| | Linfócitos | 39% — 2.262 p.mm ³ | |
| | Monócitos | 6% — 348 p.mm ³ | |

Laudo: Leucopenia com neutropenia e desvio à esquerda. Anaeosinofilia. Linfocitose relativa.

Eritrócitos: hipocrômicos. Anisocitose com muitos micrócitos.

| | | | |
|------|--------------------------|-------------------------------|------------------------|
| | Leucócitos | 4.900 p.mm ³ | Ind. de Shilling 1/7.6 |
| | Neutrófilos | 48% — 2.352 p.mm ³ | |
| | Segmentados | 42% — 2.058 p.mm ³ | |
| Gato | Ferraduras | 6% — 294 p.mm ³ | |
| 2-B | Eosinófilos | 2% — 98 p.mm ³ | |
| | Basófilos | — | |
| | Linfócitos | 45% — 2.205 p.mm ³ | |
| | Monócitos | 5% — 245 p.mm ³ | |

Laudo: Leucopenia com neutropenia e desvio à esquerda. Linfocitose relativa. Eosinopenia.

Eritrócitos: hipocrômicos. Anisocitose acentuada com predominância de micrócitos.

Trinta dias após a inoculação, sacrificamos por meio de algodão embebido em éter um dos gatinhos. Autopsiamos-lo, fizemos lâminas de todos os órgãos, inclusive do sangue periférico e dos tecidos em geral, sen-

do que, somente no sangue do coração e sangue periférico, encontramos uma média de quatro tripanosomas por lâmina.

Deixamos que o outro gato permanecesse vivo, por mais 30 dias, isto é, quando já fazia 60 dias de inoculação, fizemos colheita de sangue para pesquisa do tripanosoma no sangue periférico e coração, com resultado negativo. Procedemos a um hemograma com o seguinte resultado:

| | | |
|-------------------|-------------------------------|-----------------------|
| Leucócitos | 7.000 p.mm ³ | Ind. de Shilling 1/11 |
| Neutrófilos | 60% — 4.200 p.mm ³ | |
| Segmentados | 55% — 3.850 p.mm ³ | |
| Ferraduras | 5% — 350 p.mm ³ | |
| Eosinófilos | 3% — 210 p.mm ³ | |
| Basófilos | — | |
| Linfócitos | 29% — 2.030 p.mm ³ | |
| Monócitos | 8% — 560 p.mm ³ | |

Lauda: Fórmula leucocitária dentro dos limites normais.

Eritrócitos: hipocrômicos. Anisocitose com microcitose.

Colhemos sangue por punção cardíaca, fizemos cinco lâminas, três entre lâminas e lamínulas e duas coradas por May-Grunwald-Giemsa com resultado negativo. Efetuamos inóculo em cinco tubos do meio de Muniz e Freitas. Não havendo desenvolvimento em nenhum dos tubos até 20 dias de inoculação, demo-lo como resultado negativo.

Notamos dêsse modo que o *T. lewisi*, embora causando leucopenia, neutropenia e linfocitose, após o desaparecimento dêsse flagelado no sangue dos gatinhos, força uma regeneração dêsses elementos figurados. Entretanto, a contagem global dos leucócitos não atinge nesse período de tempo a contagem anterior.

Steffan (1921), W. H. Taliaferro e L. G. Taliaferro (1922), W. H. Taliaferro (1924) e Coventry (1925) es-

tudaram extensivamente o *Trypanosoma lewisi* e o *Trypanosoma duttoni* e forneceram bases para conclusões no debate que se segue:

A curva do número de *Trypanosoma lewisi* no rato, quando alguns parasitas são injetados, como já foi demonstrado por Steffan (1921), W. H. Taliaferro (1922), W. H. Taliaferro (1924) e Coventry (1925), começa como a infecção malarial, com um período de incubação e uma aguda subida, até que os tripanosomas podem atingir 300.000 ou mais por mm³. Então há uma crise entre o oitavo e 14.^o dia, durante a qual a maioria dos parasitas é destruída.

Aquêles que ficam continuam a viver no sangue por algum tempo (varia de algumas semanas até alguns meses) até que desaparecem repentinamente ou gradualmente. Depois disso, não são mais encontrados no sangue e a recaída acontece raramente. Como foi verificado, recaídas que às vêzes acontecem baixam a imunidade do hospedeiro. Todavia, o rato é imune para reinfeção por longos períodos, como foi demonstrado por Kanthack (1898). Infecções fatais de *Trypanosomas lewisi* nos ratos jovens foram relatadas por Jurgens em 1902, W. H. Brown (1914), Herik e Gross (1936), Duca (1939), Culbertson e Wotton (1939).

Culbertson e Wotton (1939) acharam que infecções fatais desenvolvem-se em ratos nos quais o conteúdo de Ablastina era baixo.

Laveran e Mesnil (1901), Mac Neal (1904), W. H. Brown (1915) estavam convencidos pelos seus estudos microscópicos de que o *Trypanosoma lewisi* reproduz somente durante os primeiros dias em ratos, depois do que vivem no sangue de adultos, não produtores.

No presente trabalho citamos infecções fatais de ratos ocorridas durante o período em que preparávamos esta tese. Tivemos oportunidade de receber telefonemas de residências desta Capital solicitando a presença de um guarda para capturar ratos que se apre-

sentavam cambaleando dentro das casas, e, até mesmo, caídos do teto, demonstrando paralisia dos trens posteriores, tremores e, dentro de poucas horas, a morte. Muitas vezes pessoas aflitas chamavam a nossa atenção para o que achavam tratar-se de ratos suspeitos de peste bubônica.

Em 22 casos desta natureza notificamos e tivemos a oportunidade de, nos exames realizados para averiguação da suspeita de peste, com resultado negativo, encontrar, em 18 desses ratos, contaminação acentuadíssima em todos os órgãos, com *Trypanosoma lewisi*; os outros quatro mostravam-se com o estômago totalmente hemorrágico, lembrando envenenamento.

Entre êsses roedores também a prevalência de infestação por helmintos assume grande importância, pois a incidência pela helmintose atinge a casa dos 90%, conforme boletins por nós realizados mensalmente no D. N. E. Ru.

ALTERAÇÕES MORFOLÓGICAS NAS CÉLULAS

As alterações que atingem a parte celular são sempre da ordem de uma hiperplasia, especialmente no fígado e no baço. Notamos que há falta de evolução sincrônica entre o núcleo e o citoplasma (displasia) de algumas células e a proliferação de raros elementos, como os linfócitos, que são localizados na medula óssea (metaplasia).

Verificamos também que as células vermelhas se apresentam em grande parte com anisocitose e anisocromia, bem como sempre, encontramos normoblastos no sangue periférico.

Encontramos, também, esquizócitos, platicitos e ovalócitos.

Pelos estudos de Von Bonsdorff, sabe-se hoje que a anemia está relacionada mais diretamente com as pa-

rasitoses, embora tenhamos observado numa grande parte dos ratos com tripanosomose acentuada anemia do tipo acima citado, não apresentando infestação ou infecção por helmintos, ou protozoários intestinais.

INFECÇÕES EXPERIMENTAIS

Experimentalmente, tivemos animais sensíveis e outros poucos sensíveis à infecção pelo *Trypanosoma lewisi*.

Para as inoculações que utilizamos, levamos em conta diversos fatores:

1. Cuidado na escolha do animal, e, em primeiro lugar, pesquisando o parasita no mesmo.
2. Quanto à inoculação, nos nossos trabalhos, foram as vias oral e intraperitoneal as que mais infectaram.
3. O material a ser inoculado deve ser de culturas novas, sangue do animal infectado nunca com mais de 20 dias, triturado de pulgas ou em mistura com alimento para ser ingerido e picada de pulgas infectadas.
4. A quantidade de material a ser inoculado.

PATOLOGIA

Pretendíamos, neste capítulo, trazer um estudo da patologia do *T. lewisi*, porquanto é conhecida a sua não patogenicidade.

Embora não determinando lesões ulcerativas nos órgãos em que se implantem, como o fazem os tripanosomas patogênicos, os *Trypanosomas lewisi* envolvem todos os órgãos dos ratos, determinando verdadeira in-

vasão e, conseqüentemente, a morte de alguns daqueles que estão superinfectados.

O exame histo-patológico **pos-mortem** e microscópico de biópsia (baço, fígado, pulmões e coração) permite o diagnóstico da parasitose sem que se note forma em leishmânia, porém há presença de numerosas formas em tripanosoma.

As complicações trazendo a morte por efeitos tóxicos resultaram de sugestão feita por T. Evansi (1929). Esta possibilidade foi também examinada por Kligler, Geiger e Komaroff (1929), que analisaram o sangue de ratos infectados e concluíram que a morte fôra motivada pelo ácido láctico, acidose.

Igualmente, a ela atribuímos a ação tóxica direta ou indireta, a explicar em parte a anemia grave que nos casos de infecção intensa por helminto se verifica, muitas vezes.

CONCLUSÕES

1. Registramos maior número de ratos infectados nos meses de verão.
2. O parasita *Trypanosoma lewisi* não se desenvolve bem no meio de N. N. N., na temperatura ambiente. Mantém-se vivo sem evoluir por um período de mais ou menos 17 dias.
3. O meio de cultura eletivo para o *T. lewisi* é o de Muniz e Freitas.
4. Os pulmões, o coração e o fígado, bem como o baço dos ratos são os órgãos que mais intensa e eletivamente albergam o *T. lewisi*.
5. O *T. lewisi* não parasita células. Há hiperplasia da medula com células jovens linfocitóides.
6. O *T. lewisi*, embora não determinando lesões ulcerativas nos órgãos onde se aloja, como o fazem os tripanosomas patogênicos, evolui em todos os órgãos dos ratos, como sejam:

coração (4 cruces), pulmões (4 cruces), baço (1 cruz), fígado (2 cruces), determinando verdadeira invasão e consequentemente a morte pelo menos de 20% daqueles que estão superinfectados.

7. Encontram-se no coração, pulmões e fígado formas em evolução, e raramente no sangue periférico.
- e 8. Pesquisa-se o *T. lewisi* colhendo-se sangue da ponta da cauda para o exame direto a fresco e esfregaço corado pelo May-Grunwald-Giemsa.
9. 34,7% dos ratos de Fortaleza albergam o *T. lewisi*.
10. A infecção experimental foi feita em gato jovem e camondongo.
11. O inquérito para determinação da incidência do *T. lewisi* nos ratos poderá basear-se apenas na pesquisa direta.
12. O exame hematológico revelou alteração hematopoiética.
13. Tivemos o cuidado de na pesquisa do *T. lewisi* procurar descobrir *T. cruzi* a fim de elucidar dúvidas, porém com resultado sempre negativo.
14. Dos locais onde sabemos ter sido realizado inquérito, Fortaleza ocupa o 5.º lugar em ratos infectados pelo *T. lewisi*.
- * 15. Todos os tripanosomas por nós observados apresentavam blefaroplasto.
16. A subespécie *R. r. frugivorus* foi a mais parasitada pelo *T. lewisi*.
17. A linfocitose observada nos hemogramas é expressão de um processo crônico.

RODENTIA

A título didático, passamos ao estudo das principais características dos roedores citados neste trabalho.

Apesar de se tratar de um grupo de animais que se reconhece inconfundivelmente pela dentição característica e mesmo pelo aspecto geral da maioria das formas, os murínios oferecem extraordinária variedade de adaptação ecológica.

CLASSIFICAÇÃO DOS RODENTIA

Caracterizada pela ausência de caninos e incisivos talhados em bisel cortante, em constante crescimento. interessa-nos especialmente a superfamília **muróidea**.

A ordem foi definida por Miller e Gidley:

“Mamíferos placentados, com cérebro e placentação de tipo generalizado: terrestres e fossórios, ocasionalmente arbóreos ou semiaquáticos; pés unguiculados; articulação do braço e antebraço sempre permitindo movimento rotatório livre do antebraço; fíbula nunca se articulando com o calcâneo; músculo masséter altamente especializado, dividido em três ou mais porções distintas, que têm funções ligeiramente diferentes; cécum sem dobra espiral; fórmula dentária não excedendo, até quanto se conhece, $i_{\frac{1}{1}}, c_{\frac{0}{0}}, p_{\frac{2}{1}}, m_{\frac{3}{3}} = 32$,

dentes permanentes; incisivos escalpriformes crescendo de polpas persistentes, o esmalte dos superiores não alcançando a superfície interna; distância entre as séries dentárias maxilares e mandibulares aproximadamente igual, sendo ambos os pares de séries dentárias capazes de se oporem parcial ou completamente ao mesmo tempo, o movimento primário das mandíbulas na mastigação sendo longitudinal ou oblíquo.”

A ordem subdivide-se em três subordens, que se caracterizam e dividem a fauna do Brasil.

Subordens **Myomorpha** (Brant, 1855), **Sciuromorpha** e **Hystricomorpha**, interessando-nos apenas a primeira. Forame infra-orbital alargado e dando passagem a músculo. Porção angular da mandíbula sem distorção. Animais pequenos, molares com a fórmula 3/3.

Família Muridae (Gray, 1821), a única que representa no Brasil.

Superfamília Muroídea (Miller e Gidley, 1918).

Duas subfamílias possuem formas encontradas no País.

Cricetinae — Ratos indígenas, arvícolas principalmente, com cêrca de 56 representantes.

Murinae — com cinco representantes, todos êles importados, cosmopolitas.

Os cricetínios, vulgarmente conhecidos como “ratos do mato”, não são fáceis de determinar.

Os murínios, entretanto, podem ser facilmente identificados.

O aspecto dos ratos cricetínios e murínios confunde-se freqüentemente, além de que ambos possuem séries molares (m) de três dentes.

A distinção mais simples entre os exemplares das duas subfamílias pode ser feita, porém, pelo aspecto dos molares superiores.

A superfície mastigadora dos molares dos ratos possui um padrão de esmalte variável nas famílias e gêneros. Este padrão forma-se pelos cônulos e pontes de esmalte que os ligam.

Nos cricetínios, os molares superiores apresentam cônulos de um e outro lado do eixo longitudinal, ligados por pontes de esmalte transversais e quase sempre oblíquas. Em muitos dêles o desenho padrão lembra o sigma, de onde o nome **Sigmodontes**, muitas vêzes usado para os cricetínios.

Essa estrutura dos molares é chamada bisseriada.

Nos murínios aparecem sôbre a superfície mastigadora dos molares superiores três séries de cônulos, ligados por pontes de esmalte transversais.

Essa estrutura é chamada trisseriada.

O desgaste, devido à mastigação, aos poucos rebaixa os acidentes da superfície mastigadora, reduzindo-os a um único plano, sem porém marcar as estruturas bi ou trisseriadas.

Nos animais velhos o desgaste chega ao ponto de fazer desaparecer todos os traços de esmalte.

Nessa circunstância, ainda se podem identificar as dentições, notando-se que nos murínios aparecem, principalmente, no segundo e terceiro molares, e, no lado lingual, prolongamentos assimétricos correspondentes a cênulos desgastados. Esse fato não se verifica nos cricetínios.

MURÍNIOS

Três espécies, representando dois gêneros destes ratos exóticos, encontram-se no Brasil, como, praticamente, em tôdas as regiões do Globo. Originários do Oriente, elas se espalharam levadas pelos navios e outros meios de transporte, constituindo um verdadeiro flagelo para a humanidade.

Rattus norvegicus (Berkenhout), a “ratazana”.

Rattus rattus (Linnaeus), o “rato”.

Mus musculus (Linnaeus), o “camondongo”.

CARACTERES DIFERENCIAIS

RATTUS NORVEGICUS (Ratazana) — Não existe no Ceará.

1. Cauda mais curta que o corpo e cabeça juntos.
2. Cauda forte, cônica.
3. Orelhas curtas ($1/3$ da cabeça) e um pouco peludas.
4. Cauda com cerca de 210 anéis.
5. 12 mamas (três para-peitorais e três ventrais).
6. Pés com membrana interdigital.
7. Vibrissas atingindo o nível das orelhas.
8. Crânio com cristas supra-orbitais, prolongando-se sobre os parietais, quase paralelos.
9. Pelagem áspera, a dorsal de cor cinzento-fulva, a ventral acinzentada.

RATTUS RATTUS (Rato)

1. Cauda mais longa que o corpo e cabeça juntos.
2. Cauda com diâmetro quase uniforme.
3. Orelhas longas (1/2 da cabeça) e quase nuas.
4. Cauda com cêrca de 260 anéis.
5. 10 a 12 mamas (peitorais, variando em número).
6. Pés sem membrana interdigital.
7. Vibrissas ultrapassando o nível das orelhas.
8. Crânio com cristas supra-orbitais prolongando-se sôbre os parietais, em arcos.
9. Pelagem menos áspera, variando em côr para as três subespécies.

BIOLOGIA

A ratazana tem hábitos semiaquáticos, vivendo de preferência à beira das águas doces, salobras ou salgadas. Nada e mergulha. Não procura a habitação humana, prefere os esgotos das cidades, os cais de embarque, os porões úmidos, os curtumes e açougues etc.

Alimenta-se com onivorismo que se acomoda a tôdas as condições do meio humano: restos de tôda natureza de comida, animais mortos e vivos.

Uma ratazana pode parir cêrca de 500 filhotes durante a sua vida e, em 10 anos, sua prole aproxima-se de 48 trilhões de indivíduos.

RATTUS RATTUS (Linnaeus)

Subespécies

A espécie *rattus* apresenta três formas distintas, isoladas provàvelmente por acomodações climáticas.

O “rato prêto”, do norte da Europa; o “rato castanho-cinza”, do Egito; o “rato de barriga branca”, da Itália.

Essas formas dão cruzamentos férteis, parecendo que a côr prêto-ardósia seja caráter dominante.

Pelas diferenças de **habitat**, entretanto, êles se encontram isolados em quase todos os países.

Pelos caracteres gerais, assinalados anteriormente, as três formas não se distinguem fàcilmente.

Do mesmo modo, as suas dimensões aproximam-se grandemente.

Compreende-se, assim, que, na prática comum, não possam ser distinguidos por caracteres dimensionais.

RATTUS RATTUS RATTUS (Linnaeus)

Nomes vulgares: “rato prêto”, “Guabiru”.

Ê prêto-ardósia, lustroso na pelagem dorsal. Esta côr torna-se mais clara nos flancos e ainda mais no ventre.

BIOLOGIA

Vive de preferência nos lugares secos; a habitação humana é comumente o seu **habitat**: nos tetos, nos forros, entre pavimentos, nos armazéns de grãos.

Pare três a quatro vêzes no ano, de três a 10 filhos.

A reprodução começa aos três meses.

RATTUS RATTUS ALEXANDRINUS (Geoffroy)

Nomes vulgares: “rato pardo”, “rato”.

A pelagem dorsal é castanho-acinzentada; pelagem ventral de côr branco-acinzentada ou ardósia.

BIOLOGIA

Muito semelhante à da forma anterior, parecendo, entretanto, ser mais caseiro.

RATTUS RATTUS FRUGIVORUS (Rafinesque)

Nomes vulgares: “rato de paiol”, “rato de barriga branca”.

Pelagem dorsal de coloração castanho-cinzentavermelhada; coloração ventral branca pura. A cauda quase igual ao corpo, em comprimento.

BIOLOGIA

Poucos exemplares têm-se visto desta forma e a confusão com um que dela fazem com a anterior dificulta um pouco. É muito comum ser encontrado nos paióis de milho.

MUS MUSCULUS (Linnaeus)

Nomes vulgares: “camondongo”, “catita”.

Pelagem de coloração uniformemente castanho-cinzentavermelhada, sem contraste entre as superfícies dorsal e ventral, patas mais amareladas.

Cauda de comprimento igual ao do corpo, com cerca de 180 anéis. Rato pequeno (o menor de todos).

BIOLOGIA

Os camondongos são essencialmente caseiros e, parece, não conseguem viver longe do convívio humano, encontrando-se nas despensas, quartos, bibliotecas, especialmente nos buracos de paredes.

RESENHA BIBLIOGRÁFICA

- 1 — DEVIGNAT, R., et DRESSE, A — Reçu pour publication le 19 juin 1955 — Microtécnica simples e rápida de concentração do tripanosoma no sangue.
- 2 — DOTT, Vinicio Giuliani, — Osservazioni sul “Trypanosoma lewisi” (Kent) dei ratti de Aquila.
- 3 — TALIAFERRO, W. H. — Trypanocidal and reproduction — inhibiting antibodies to Trypanosoma lewisi in rats and rabbits. Amer. J. Hyg. 16, 3-84 (1932).
- 4 — WERBITZK, F. W. — Uber blepharoplastose Trypanosomen. Zbl. Bakter. I Orig. 53, 303-315 (1910); Wolcott, G. B.: Mitosis in Trypanosoma lewisi J. Of. Morph., 90 (1952).
- 5 — BALDASSARI, T. — Le parasitisme des rats a Toulon. “Marseille Med.”, vol. LVVII, 1935.
- 6 — BALFOUR, A. — Observation on wild rats in England, with an account of their ecto-and endoparasites. “Parasitology”, vol. XIV, 1922.
- 7 — LECCISOTTI, G. — Ricerche microparassitologiche nella popolazione murina di Taranto. “Pathologica”, vol. XXXI, 1939.
- 8 — LIDDO, S., SANGIORGI, M. — Reperti Parassitologici nei ratti di terra di Bari. “Riv. di Parassitologia”, vol. V, 1941.
- 9 — WENYON, C. M. — Observations on the protozoa in the intestine of mice. “Arch-Protist”, suppl. I, 1907.
- 10 — STARKOFF, O. — Nuove osservazioni su alcuni parassiti dei ratti di Roma. “Ann d'Igiene”, vol. XLVII, 1937.
- 11 — VANNI, V. — Ricerche parassitologiche sui ratti di Roma, “Ann d'Igiene”, vol. XLVII, 1937.

- 12 — RAGAZZI, C. — *Trypanosoma dei ratti catturati in Siena.* Atti R. Accad. Fisiocrit. in Siena, n. 1-2, 1915.
- 13 — INTROZZI, P. — *Précis d'hématologie*, p. 82. Ed.: Tipografia cooperativa. Pávia, 1935.
- 14 — MARTIN ET LEBOEUF, cités par Neveu — *Lamaire dans Traité de Parasitologie médicale et veterinaire.* Ed.: Vigot frères, 1943, p. 35.
- 17 — BRUMPT, E. — *Bull. de la Soc. de path. exotique*, VI, 167, 1913.
- 16 — STEFFAN, P. — 1921 — *Beobachtunzen über den Verlauf der Künstlichen Infektion der Ratte mit Trypanosoma lewisi* — *Arcj. Schiffs. u. Tropenhyg.*, 25:241-47.
- 17 — BRUMPT, E. — *Bull. de la Soc. de path. exotique*, VI, 167, 1913.
- 18 — BRUMPT, E. — *Précis de Parasitologie*, 12.^a édition, 164, 1913.
- 19 — *Roedores do Brasil*, por João Moojen — *Naturalista do Museu Nacional* — 1952.

ÍNDICE

| | | |
|--|------|----|
| Agradecimentos | Pág. | 5 |
| Introdução | " | 7 |
| Histórico | " | 9 |
| Sinonímia | " | 11 |
| Incidência do <i>Trypanosoma Lewisi</i> nos Roedores de Fortaleza | " | 13 |
| Morfologia — Biologia — Posição | " | 18 |
| Morfologia | " | 20 |
| Morfologia nos Tecidos | " | 24 |
| Morfologia no Inseto Vetor | " | 24 |
| Morfologia nos Meios de Cultura | " | 26 |
| Preparo do Caldo Glicosado | " | 30 |
| Meio de Packchaniau | " | 31 |
| Cuidados Indispensáveis nos Preparos dos Meios de Cultura. | " | 31 |
| Cuidados na Semeadura | " | 31 |
| Temperatura Para o Desenvolvimento dos <i>Tripanosomas</i> .. | " | 33 |
| Biologia — Posição | " | 33 |
| Diagnóstico | " | 34 |
| Alterações Morfológicas nas Células | " | 49 |
| Infecções Experimentais | " | 50 |
| Patologia | " | 50 |
| Conclusões | " | 51 |
| Rodentia | " | 52 |
| Classificação dos Rodentia | " | 53 |
| Murínios | " | 55 |
| Resenha Bibliográfica | " | 58 |

*O presente trabalho foi composto
e impresso nas oficinas gráficas da
Imprensa Universitária do Ceará
Av. Visc. de Cauípe, 2932 - Fortaleza*