

Situação atual do diagnóstico da raiva em cães e gatos no estado de São Paulo: risco de transmissão para a população humana?

Current situation of rabies diagnosis in dogs and cats in the state of São Paulo: risk of transmitting to human population?

Juliana Galera Castilho¹; Samira Achkar¹; Carla Isabel Macedo¹; Enio Mori¹; Wagner Augusto da Costa^{II}

¹Seção de Diagnóstico. ^{II}Centro de Controle e Vigilância da Raiva. Instituto Pasteur. Coordenadoria de Controle de Doenças. Secretaria de Estado da Saúde. São Paulo, Brasil

A raiva é uma zoonose única, não só por causa da alta letalidade, mas também por possuir a peculiaridade do resultado do teste laboratorial de diagnóstico realizado em sistema nervoso central (SNC) de animal suspeito ser determinante na conduta da intervenção médica humana. Se os resultados obtidos pelo teste diagnóstico forem positivos ou indeterminados, deve-se promover imediatamente a profilaxia pós-exposição para indivíduo exposto, impedindo assim o início da infecção quase invariavelmente fatal. Esta profilaxia deve ser descontinuada quando houver evidências de que o animal não está excretando vírus na saliva no momento da mordedura ou arranhadura. Assim, o diagnóstico laboratorial de amostras de SNC de cães e gatos suspeitos deve ter acurácia e prazo na execução, visto que medidas de profilaxia em indivíduos envolvidos dependem do mesmo, além do monitoramento de outros animais contactantes.¹

Segundo a Organização Mundial da Saúde (OMS), a técnica de imunofluorescência direta (IFD) é preconizada como padrão ouro para o diagnóstico da raiva, apresentando 95-99% de sensibilidade em amostras frescas de SNC,^{2,3} entretanto, esta pode ser comprometida em amostras autolisadas.^{4,5}

Outros fatores externos podem influenciar o limiar de detecção do antígeno viral, como: o tempo entre o óbito do animal e a coleta do SNC; o tempo entre a coleta do SNC e o envio da amostra ao laboratório; a qualidade de conservação da amostra e a qualidade dos fragmentos encaminhados ao laboratório.¹

Por se tratar de uma enfermidade fatal em quase 100% dos casos, o isolamento viral (IV) é também recomendado para a confirmação do diagnóstico pela IFD, pois pode detectar o agente em amostras com baixa concentração viral.⁶

No período de 15 anos (2002-2016) foram processadas no Laboratório de Diagnóstico da Raiva do Instituto Pasteur (IP) pelas técnicas de IFD e IV, 85.808 amostras de SNC de cães e gatos (Tabela 1), todas provenientes do estado de São Paulo. Do total analisado, somente 6 amostras (0,007%) foram negativas na IFD e positivas por outras metodologias (IV e RT-PCR), sendo que 3 foram oriundas de amostras em decomposição. Atualmente, com esse resultado, o Instituto Pasteur assim que identifica amostras em autólise realiza concomitantemente o teste de IFD e RT-PCR para garantir a confiabilidade no diagnóstico, sendo o resultado liberado somente com as duas técnicas.

Nas amostras em adequado estado de conservação, que apresentaram IFD negativa, duas provenientes de felinos (IP3262/14 e IP4202/16) do município de Campinas/SP, e uma de cão (IP8406/06) do município de Guaraçará/SP, o vírus foi isolado no final do período de observação clínica dos camundongos inoculados, sugerindo uma baixa carga viral.

A tipificação genética das duas amostras de felinos IP3262/14 e IP4202/16 demonstrou, respectivamente, linhagens compatíveis com o vírus da raiva isolado de morcegos insetívoros *Nyctinomops* sp.⁷ e *Myotis* sp. (dados do Instituto Pasteur) sendo os primeiros relatos de detecção dessas linhagens em animais domésticos no Estado de São Paulo. No caso da amostra canina a linhagem foi compatível com o vírus isolado em morcegos hematófagos *Desmodus rotundus*. Isso pode sugerir o comportamento anômalo dos animais frente a infecção do vírus da raiva e a detecção tardia no teste de IV. Além disso, o tempo da doença clínica está diretamente relacionado à presença, tamanho, abundância e desenvolvimento do Corpúsculo de Negri,⁸ isso pode explicar a dificuldade de detecção na IFD.

A importância do teste de IFD baseia-se na suposição de que um animal com resultado diagnóstico negativo não tenha eliminação de vírus na saliva.⁹ O vírus está presente na saliva de um animal infectado somente após a disseminação no SNC e subsequente dispersão centrífuga para as glândulas salivares. O teste de IFD com resultado negativo para a presença de vírus da raiva no tecido cerebral assegura que o contato com a saliva de um animal, por intermédio da mordedura, não transmita a doença.¹⁰

Neste contexto, os casos isolados encontrados em nossa casuística não são suficientes para mudança na conduta médica para a profilaxia pós-exposição da raiva já estabelecida mundialmente.

A indicação da profilaxia da raiva humana pós-exposição, com vacina e soro antirrábico (SAR) ou imunoglobulina humana antirrábica (IGHAR), deve ser avaliada sempre que houver suspeita de exposição ao vírus devido a acidentes com animais, conforme normatização já estabelecida.^{11,12}

Quando o animal envolvido for cão ou gato, é necessário classificar o acidente como leve ou grave e avaliar os seguintes itens do animal agressor:

- Condição clínica no momento do acidente: sem suspeita de raiva, clinicamente suspeito, raivoso, desaparecido ou morto;
- Possibilidade de observação por 10 dias após o acidente;
- Risco de transmitir o vírus da raiva de acordo com os cuidados que recebe: sem risco ou animal de risco;
- Área geográfica de sua procedência: controlada, não controlada ou desconhecida com relação à situação da raiva.

Amostras do sistema nervoso central de cães e gatos causadores de acidentes, mortos ou submetidos à eutanásia, devem ser coletadas para diagnóstico laboratorial de raiva. O resultado negativo permite a dispensa ou interrupção da profilaxia. O resultado pode ser aguardado por 48 horas após o acidente, desde que o animal tenha

morrido sem sinais sugestivos de raiva. Se não puder ser obtido nesse período, iniciar

a profilaxia e interrompê-la no caso de resultado negativo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Trimarchi CV, Nadin Davis SA. Diagnostic Evaluation. In: Jackson AC, Wunner WH. Rabies. 2007. San Diego,CA,USA. 2ed. p.411-62.
2. Dean DJ, Abelseth MK, Atanasiu P. Fluorescent antibody test. In: Meslin F-X, Kaplan MM, Koprowski H. Laboratory techniques in rabies. 1996. Geneva: World Health Organization. p. 88-95.
3. World Health Organization. Rabies. Diagnosis. [base de dados na internet]. [acesso em 22 de agosto. 2017]. Disponível em: http://www.who.int/rabies/about/home_diagnosis/en/
4. Albas A, Ferrari CI, da Silva LH, Bernardi F, Ito FH. Influence of canine brain decomposition on laboratory diagnosis of rabies. Rev Soc Bras Med Trop. 1999;32(1):19-22.
5. McElhinney LM, Marston DA, Brookes SM, Fooks AR. Effects of carcass decomposition on rabies virus infectivity and detection. J Virol Methods. 2014 Oct;207:110-3. doi: 10.1016/j.jviromet.2014.06.024.
6. Meslin F-X, Kaplan MM. An overview of laboratory techniques in the diagnosis and prevention of rabies and in rabies research. In: Meslin F-X, Kaplan MM, Koprowski H. Laboratory techniques in rabies 1996. Geneva: World Health Organization. p. 9-27.
7. Castilho JG, de Souza DN, Oliveira RN, Carnieli P Jr, Batista HBCR, Pereira PMC et al. The Epidemiological Importance of Bats in the Transmission of Rabies to Dogs and Cats in the State of São Paulo, Brazil, Between 2005 and 2014. Zoonoses Public Health. 2017;64(6):423-30.
8. Rupprecht CE. A tale of two worlds: public health management decisions in human rabies prevention. Clin Infect Dis. 2004;39(2):281-3.
9. Charlton KM, Casey GA, Campbell JB. Experimental rabies in skunks: mechanisms of infection of the salivary glands. Can J Comp Med. 1983;47(3):363-9.
10. Centers for Disease Control and Prevention (CDC). Protocol for postmortem diagnosis of rabies in animals by direct fluorescent antibody testing. A Minimum Standard for Rabies Diagnosis in the United States. [base de dados na internet]. [acesso em 22 de agosto. 2017]. Disponível em: <https://www.cdc.gov/rabies/pdf/RabiesDFASPv2.pdf>.
11. Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. Normas técnicas de profilaxia da raiva humana / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. – Brasília: Ministério da Saúde, 2011.
12. São Paulo (Estado) Secretaria da Saúde. Comissão Permanente de Assessoramento em Imunizações. Coordenadoria de Controle de Doenças. Centro de Vigilância Epidemiológica. Norma Técnica do Programa de Imunização /Secretaria da Saúde, Comissão Permanente de Assessoramento em Imunizações; Centro de Vigilância Epidemiológica. – São Paulo: SES-SP, 2016.