

DENEY HAYVANLARINDA ENDOTRAKEAL ENTÜBASYON

5 BÖLÜM

Duygu DEMİRİZ GÜLMEZ

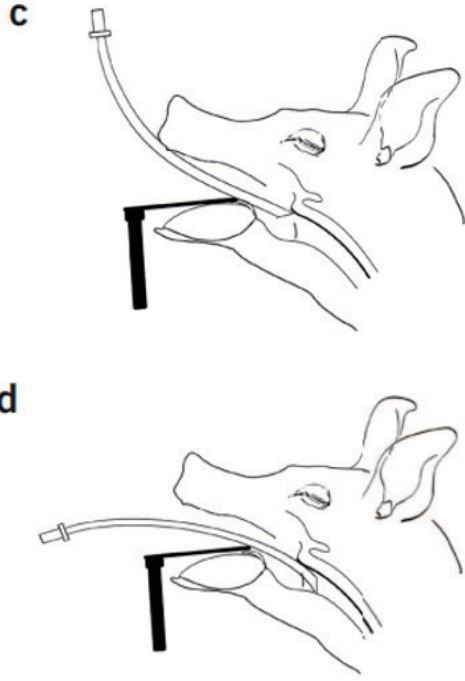
GİRİŞ

Laboratuvar hayvanları bir ilacın veya cihazın prelinik aşamasında ya da deneysel klinik çalışmalar için kullanılabilirler. Çalışmalarda anestezi protokolleri laboratuvar hayvanlarının hayatta kalmasına etki eder ve ayrıca deneysel veri sonuçlarını büyük ölçüde etkileyebilir. Laboratuvar hayvan türleri için bugüne kadar yaygın olarak kullanılan tek bir anestezi protokolü yoktur. Kemirgen türleri (sıçanlar ve fareler) organ nakli, rejeneratif tıp ve görüntüleme gibi çeşitli araştırma alanlarında en çok kullanılan modeldir. Domuzlar ise kardiyovasküler fizyolojisi insanlara çok benzer olduğundan kardiyak kökenli araştırmalarda sıklıkla kullanılır (1). Bununla birlikte, domuz hayvan modeli son derece hassastır, bu nedenle birincil amaç, acı ve strese neden olmadan sessiz bir ortam sağlamaktır. Aynı zamanda taşıma sırasında sedasyona ve vücut ısısını korumaya özen gösterilmelidir (2). Bunun yerine lagomorflar (tavşanımsılar) modeli, örneğin murin (kemirici) modelinin çok küçük ve domuz modelinin çok büyük olduğu çalışmalarda orta büyüklükte faydalı bir hayvan modelidir. Araştırmanın doğru yönetimi için dört husus büyük önem taşımaktadır; doğru bir inhalasyon anesteziği, etkili anestezi, tüm deney prosedürünün süresi ve doğru bir endotrakeal entübasyon protokolü (3).

Endotrakeal Entübasyonun Genel Prensipleri

Laboratuvar hayvanlarında endotrakeal entübasyon çeşitli amaçlarla gerekli olabilir. Anestezi altındaki prosedürlerde mekanik ventilasyon ihtiyacında, akciğerlere oksijen veya inhalasyon anesteziklerini etkili bir şekilde ileten ve pozitif basınç uygulayan bir patent hava yolu erişimi sağlanmasında, pulmoner hastalık modelleri, akciğer kanseri tümör hücre modelleri, pulmoner enfeksiyon modelleri gibi pulmoner kaynaklı modellerde ve bazı hastalıkların teşhis ve tedavisi amaçlı yapılan çalışmalarda endotrakeal entübasyon endike olabilir (4). Sonuç olarak, endotrakeal entübasyon standart anestezik bakımının bir parçasıdır.

Endotrakeal tüp uygun uzunlukta ve doğru konumlandırılmışsa anatomik ölü boşluğu en aza indirir. Bu özellikle küçük hayvanların anesteziinde önemlidir, çünkü tidal hacimleri nispeten düşüktür. Ölü boşluğu minimuma indirmek için entübasyon öncesinde endotrakeal tüpün uzunluğu tahmin edilmelidir. Aşırı uzun bir tüp ölü boşluğu arttırmasının yanı sıra, endobronşiyal entübasyona ve sadece bir akciğerin ventilasyonuna yol açabilir. Bu durum da, atelektaziye, kontralateral akciğer çökmesine ve hipoksemiye neden olabilir. Bununla birlikte, tüpün çok kısa



Şekil 2: Endotrakeal tüpün boyutunun belirlenmesi ve domuzların entübasyonu (20).

Ekstübasyon

Eğer operasyon sonrası hayvanlar ekstübe edilecekse anestezi bitiminin ardından, hayvanın solunum parametreleri yerine geldiğinde ekstübe edilebilir. Hayvanlar ekstübasyondan sonra üst hava yolu tıkanıklığı veya solunum travması belirtileri açısından yakından izlenmelidir.

Komplikasyon

Görülebilecek komplikasyonlar arasında laringeal travma, ödem veya kanama, perforasyon, özofagus entübasyonu veya endobronşiyal entübasyon sayılabilir. Endobronşiyal entübasyon meydana gelirse, tüm akciğer loblarında hava akışı duyulana kadar tüp yavaşça geri çekilerek yeniden konumlandırılmalıdır. Doğru tüp yerleştirme yukarıda belirtilen teknikler kullanılarak teyit edilmelidir.

Sonuç

Sonuç olarak büyük veya küçük olsun her hayvan için entübasyon riskli bir işlemdir ve bir

stres faktörüdür. Endotrakeal entübasyonun temel prensipleri benzer olsa da entübe edilecek hayvanın anatomik özelliklerine, seçilecek olan prosedüre göre uygun ekipmanlar önceden hazırlanmalı, hayvanın ağrı duymasını engelleyen önlemler ve komplikasyonları engellemeye yönelik tedbirler mutlaka alınmalıdır.

KAYNAKLAR

1. Luca C, Salvatore F, Vincenzo DP, et al. Anesthesia protocols in laboratory animals used for scientific purposes. *Acta bio-medica: Atenei Parmensis*. 2018; 89(3): 337.
2. Grandin T. Minimizing stress in pig handling in the research lab. *Lab Animal*. 1986; 15.3.
3. Pehböck D, Dietrich H, Klima G, et al. Anesthesia in swine. *Der Anaesthesist*. 2015;64(1):65-70.
4. Miranda A, Pêgo JM, and Correia-Pinto J. Animal facility videoendoscopic intubation station: tips and tricks from mice to rabbits. *Laboratory animals*. 2017;51.2:204-207.
5. Thomas AA, Leach MC, Flecknell PA. An alternative method of endotracheal intubation of common marmosets (*Callithrix jacchus*). *Laboratory animals*. 2012;46.1:71-76.
6. Konno K, Itano N, Ogawa T, et al. New visible endotracheal intubation method using the endoscope system for mice inhalational anesthesia. *Journal of Veterinary Medical Science*. 2014;13-0647.
7. Cheong SH, Lee KM, Yang YI, et al. Blind oral endotracheal intubation of rats using a ventilator to verify correct placement. *Laboratory animals*. 2010;44.3:278-280.
8. Cheong SH, Lee JH, Kim MH, et al. Airway management using a supraglottic airway device without endotracheal intubation for positive ventilation of anesthetized rats. *Laboratory animals*. 2013;47.2:89-93.
9. Schaefer CF, Brackett DJ, et al. Laryngoscopic endotracheal intubation of rats for inhalation anesthesia. *Journal of Applied Physiology*. 1984;56.2:533-535.
10. Dongen JJ. *Manual of microsurgery on the laboratory rat*. 1990.
11. Proctor E, Fernando AR. Oro-endotracheal intubation in the rat. *British journal of anaesthesia*. 1973;45.2:139-142.
12. Weksler BENNY, Ng BRUCE, Lenert JEFFREY, et al. A simplified method for endotracheal intubation in the rat. *Journal of Applied Physiology*. 1994;76.4:1823-1825.
13. Cambron H, Latulippe JF, Nguyen T, et al. Orotracheal intubation of rats by transillumination. *Laboratory animal science*. 1995;45.3:303-304.
14. Linden RD, Shields CB, Zhang YP, et al. A laryngoscope designed for intubation of the rat. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*. 2000;39.2:40-42.
15. Molthen RC. A simple, inexpensive, and effective light-carrying laryngoscopic blade for orotracheal intu-

- bation of rats. Journal of the American Association for Laboratory Animal Science. 2006; 45.1:88-93.
16. Vongerichten A, Aristovich K, Dos Santos GS, et al. Design for a three-dimensional printed laryngoscope blade for the intubation of rats. Lab animal. 2014;43.4:140-142.
 17. Phaneuf LR, Barker S, Groleau MA, et al. Tracheal injury after endotracheal intubation and anesthesia in rabbits. Journal of the American Association for Laboratory Animal Science. 2006;45.6:67-72.
 18. Alworth LC, Lisa MK. Endotracheal intubation and oral gavage in the domestic chicken. Lab animal. 2014;43.10:349-350.
 19. Laber KE, Whary MT, Bingel SA, et al. Biology and diseases of swine. Laboratory Animal Medicine. 2002:615-673.
 20. Chum H, Cholawat P. Endotracheal intubation in swine. Lab animal. 2012;41.11:309-311.
 21. Swindle MM, Smith AC. Swine in the laboratory: surgery, anesthesia, imaging, and experimental techniques. CRC press. 2015.