大鼠血管插管的操作体会

Experience of catheterization in rat blood vessel

王丽婷[1],刘良明[2],李 涛[2],廖自福[2],程 凤[2] (第三军医大学:1. 基础医学部中心实验室,重庆 400038;2. 附属大坪医院野战外科研究所二室,重庆 400042)

[关键词] 血管;插管;大鼠
[中图分类号] R-331 [文献标识码] B [文章编号] 1672-5042(2009)02-0111-01

实验动物的生命体征是医学动物实验中常用的观察指标,在各种实验性研究中常需要对实验动物进行血管插管来完成取血、测定血压、注射药物、生理指标监测等实验项目。对实验动物进行血管插管时,经常会出现插管脱落、刺破血管等意外,从而导致插管失败。笔者曾进行大量大鼠血管插管操作,积累了一些的经验,现介绍如下。

1 血管的选择

大鼠血管插管常选用颈动脉、颈静脉、股动脉、股静脉等,颈动脉或股动脉插管常用于监测平均动脉压(MAP)及取血测动脉血气,静脉插管可用于给药输液[1]。

2 血管插管及注意事项

2.1 插管前准备

插管前备齐常用器械,包括组织钳、12.5 cm 直纹式止血钳、眼科弯镊、眼科弯剪、14 cm 直尖手术剪、慕丝线、动脉与静脉插管。所有器械均需高压灭菌,防止发生感染,增加大鼠死亡率而出现假阳性结果。

用3%戊巴比妥钠按 1 mL/kg 进行腹腔注射麻醉,注射时左手捉拿动物,将腹部朝上,头部略低于尾部,右手将针头迅速刺入左(或右)下腹部,注意刺入不易过浅,否则注入皮下麻醉效果不佳而影响插管效果。麻醉成功后将大鼠仰卧位固定,先将剪毛部位用水湿润,然后用手术剪紧贴大鼠皮肤将所需部位的毛剪去,备皮,最后进行常规消毒。

2.2 插管

根据实验要求确定血管切口的部位及大小,按解剖层次逐层切开皮肤及皮下组织,暴露出血管。结缔组织采用血管钳钝性撑开,肌肉组织在肌间隙顺纤维方向作钝性分离,肌肉组织内含小血管,若需切断,应事先用血管钳作双重钳夹,结扎后才可剪断。血管、神经的分离是顺其直行方向,用玻璃分针小心分离,以减少对大鼠的刺激。血管分离完成后,应保证血管周围无筋膜、脂肪、肌肉等组织相连,避免插管时误入组织中[2]。

选择粗细合适的插管,将其内充满肝素并排尽气泡备用。插管前先穿两根丝线备用,再往分离出的血管周围滴几滴普鲁卡因使其充血,便于观察[3]。插管时,先用血管下的一根丝线结扎血管的远心端,再用动脉夹将血管的近心端夹住,其间血管长度保持至少 3 cm。后在紧靠结扎线的稍下方,用眼科镊轻轻托起血管,并用眼科剪在血管上作一约45°的斜切口,切口大小不能大于管径的一半,以防血管断裂,用针头挑起血管,将准备好的插管由切口处向近心端插入,见有血液回流后,重新注入适量肝素,将三通关闭。用另一根丝线结扎固定插管尖端,同时用远心端的结扎线固定插管,将两组线系在一起以免插管脱落。

2.3 插管后护理

插管后消毒,用生理盐水纱布覆盖伤口,再将其舌拉出至嘴外一侧,防止因舌后坠阻塞呼吸道。固定大鼠四肢的棉带不应过紧,以免造成肢体缺血、水肿[4]。气温较低时应给予保暖,可采用保温灯照射。术后 1~2 h 用肝素抽吸冲洗导管 1 次,防止导管堵塞,每次抽吸冲洗或采样时,先弃去回抽液,以注射器中见到血液为度,再重新注入肝素,注入的量应略大于导管容量。需大鼠及早苏醒的实验,宜从腹腔注射少量麻醉药,同时注意大鼠是否存在呼吸抑制。观察大鼠存活的实验,要在大鼠苏醒前结扎血管,缝合皮肤,将大鼠妥善处理后,待苏醒。饲养损伤后的大鼠应注意补充水分和营养。

3 插管失败的补救措施

血管插管失败,如血管刺破、断裂或插管脱出,可用纱布压迫出血点,再用止血钳夹住血管断端,钳夹要准确、牢固,少夹周围组织,然后用丝线结扎止血。止血后换用可达到同样实验目的的血管进行插管,双侧血管则换用对侧血管,无对称血管则换其它血管。例如股动脉插管失败后可选用腹主动脉,由于腹主动脉血管粗、管壁厚,动脉插管很容易完成。

[参考文献]

[1] 林秀来,刘良明,刁有芳,等. 复苏压力对大鼠未控制出血性休克早期复苏效果的影响[J]. 第三军医大学学报,2008,30(3):203-206.
[2] 魏 泓. 医学实验动物学[M]. 成都:四川科学技术出版社,1998. 271.
[3] 翟青新,黄丽洁,苟 鹏,等. 常用实验动物全麻后的气管插管[J]. 中国比较医学杂志,2006,16(10):624-626.
[4] 左艳芳,邱全光,郭光金,等. 提高实验动物重复利用率的方法及措施[J]. 实验动物科学与管理,2004,21(2):55-57.

[收稿日期] 2008-10-15 [修回日期] 2008-11-20 (编辑:雷 艳)