

第3章 生理学实验常用实验器材及使用方法

第1节 生理学实验常用实验器材

一、换能器

换能器又称传感器，是指将机体生理活动的非电信号转换成与之有确定函数关系的电信号的变换装置。换能器的种类繁多，生理学实验常用的主要有压力换能器和张力换能器两种。

1. 压力换能器（图 3-1） 主要用于测量血压、心内压、颅内压、胸腔内压、胃肠内压、眼内压等。采用惠斯登电桥原理工作，当外界压力作用于换能器时，敏感元件的电阻值发生变化，引起电桥失衡，使换能器产生电信号。

2. 张力换能器（图 3-2） 主要用于记录肌肉收缩曲线，其工作原理与压力换能器相似，张力换能器可把张力信号转换成电信号。



图 3-1 压力换能器

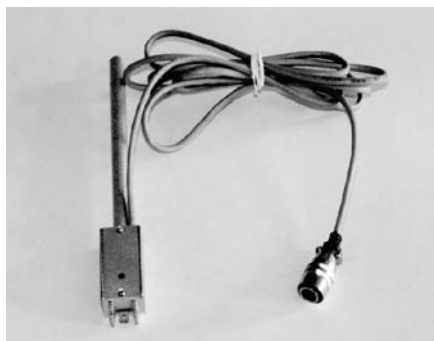


图 3-2 张力换能器



图 3-3 普通刺激电极

二、刺激电极

刺激电极的种类很多，在生理实验中常用的有普通电极、保护电极等。

1. 普通电极（图 3-3） 常用于刺激离体的组织，电极前端为鳄鱼夹形式，使用时夹在刺激电极的连接部位，以接触组织。

2. 保护电极（图 3-4） 刺激在体深部组织时，避免电流刺激周围组织，常需用保护电极。电极的金属丝包埋在绝缘套内，前端仅有一侧槽露出电极丝作用于组织。

3. 锌铜弓(图 3-5) 常作为电刺激用以检查坐骨神经 - 腓肠肌标本功能是否良好。其基本原理为将锌铜弓置于电解质溶液中, 由于锌的电极电位为 -0.76V , 铜的电极电位为 $+0.34\text{V}$, 当锌铜弓与湿润的活体组织接触时, 锌失去电子成为正极, 使细胞膜超极化; 而铜得到电子成为负极, 使细胞膜去极化而兴奋, 电流按锌 $\rightarrow$ 活体组织 $\rightarrow$ 铜的方向流动, 形成刺激。注意, 用锌铜弓测试时, 活体组织表面必须湿润。



图 3-4 保护电极



图 3-5 锌铜弓

三、引导电极

1. 普通引导电极(图 3-6) 用于一般生物电的引导。
2. 神经放电引导电极(图 3-7) 用于引导神经放电。
3. 全导联引导电极(图 3-8) 用于全导联心电图的引导。



图 3-6 普通引导电极

四、生理肌槽

生理肌槽(图 3-9), 又称肌动器。用于固定和刺激蛙类神经 - 肌肉标本。常用的有槽式和平板式等; 装有刺激电极、固定标本的孔和螺丝、杠杆等。

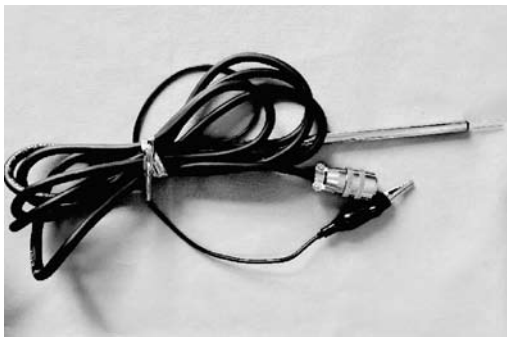


图 3-7 神经放电引导电极



图 3-8 全导联引导电极



图 3-9 生理肌槽

(孟 超 王冰梅)

第 2 节 两栖类动物手术器械

两栖类动物是生理学实验常用的实验动物，它的手术器械主要包括（图 3-10）：

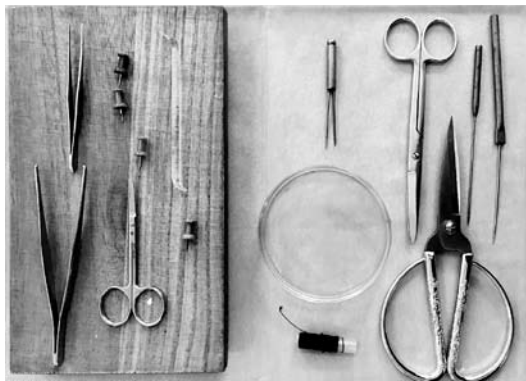


图 3-10 两栖类动物手术器械

1. 粗剪刀 又称中国剪，在两栖类动物实验中用于剪动物的骨骼和皮肤等粗硬组织。
2. 组织剪 在两栖类动物实验中用于剪动物的肌肉、内脏等软组织。
3. 眼科剪 又称虹膜剪，用于剪动物的神经和血管等细软组织。
4. 组织镊 用于夹持组织及牵拉切口处的皮肤（因其对组织的损伤性小）。
5. 眼科镊 用于夹捏较小的组织。
6. 金属探针 用于破坏动物的脑和脊髓。
7. 玻璃分针 用于分离神经和血管等组织。
8. 锌铜弓 用于对神经 - 肌肉标本施加刺激，以检查其兴奋性。
9. 蛙心夹 使用时将一端夹住心尖，另一端借丝线连于张力换能器，以描记心脏搏动。

10. 蛙板 约为 20cm×15cm 的木板或塑胶板，用于固定蛙类以便进行实验。可用蛙钉或大头针将蛙腿钉在木板上。如制备神经 - 肌肉标本，应在清洁的玻璃板上操作。为此可在木板上放一块适当大小的玻璃板。使用时，在玻璃板上先放少量任氏液，然后把去除皮肤的蛙后肢放在玻璃板上分离、制作标本。

11. 培养皿 盛放任氏液，可将已做好的神经 - 肌肉标本置于此液中。

(王冰梅 孟 超)

第3节 哺乳类动物手术器械

常用的基本手术器械有手术刀、手术剪、手术镊、止血钳、持针器、缝合针等(图3-11),现分述如下:

1. 手术刀 主要用于切开和分离组织,由刀柄和刀片两部分构成。装刀方法是将刀片装置于刀柄前端的槽缝内。

刀片有不同大小和外形,刀柄也有不同的规格,常用的刀柄规格为4、6、8号,这3种型号刀柄只安装19、20、21、22、23、24号大刀片;3、5、7号刀柄安装10、11、12、15号小刀片。按刀刃的形状可分为圆刃手术刀、尖刃手术刀和弯形尖刃手术刀等。包括刀柄和刀片。

执刀的方法必须正确,动作的力量要适当。执刀的姿势和动作的力量根据不同的需要有下列几种:

(1) 指压式(捉刀式)(图3-12):为常用的一种执刀法。以手指按刀背后1/3处,用腕与手指力量切割。适用于切开皮肤、腹膜及切断钳夹组织。

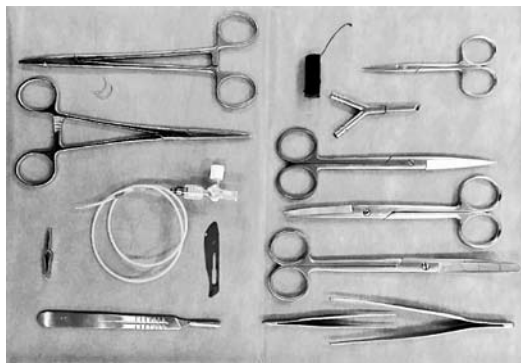


图3-11 哺乳类动物手术器械

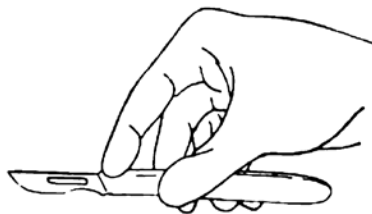


图3-12 手术刀的持法(指压式)

(2) 执笔式:如同执钢笔。动作涉及腕部,力量主要在手指,需用小力量短距离精细操作,用于切割短小切口,分离血管、神经等。

(3) 全握式(抓持式):力量在手腕。用于切割范围广、用力较大的切开,如切开较长的皮肤切口、筋膜、增生组织等。

(4) 反挑式(挑起式):即刀刃将组织由内向外挑开,以免损伤深部组织,如腹膜的切开。

手术刀的使用范围,除了刀刃用于切割组织外,还可以用刀柄作组织的钝性分离,或代替骨膜分离器剥离骨膜。在手术器械数量不足的情况下,暂可代替手术剪作切开腹膜,切断缝线等。

2. 剪毛剪 即弯手术剪,用于剪除动物的毛发。

3. 组织剪 可沿组织间隙分离和剪断组织,用于剪开皮肤和皮下组织、筋膜和肌肉等。

4. 剪线剪 用于术中剪手术丝线。

5. 眼科剪 用于剪神经、血管和输尿管等。

6. 组织镊 用于夹持、稳定或提起组织以利切开及缝合。有不同的长度。

镊的尖端分有齿及无齿(平镊),又有短型、长型、尖头与钝头之别,可按需要选择。有齿镊损伤性大,用于夹持坚硬组织。

无齿镊损伤性小,用于夹持脆弱的组织及脏器。

精细的尖头平镊对组织损伤较轻,用于血管、神经、黏膜手术。

执镊方法是用拇指对示指和中指执拿,执镊力量应适中,见图3-13。

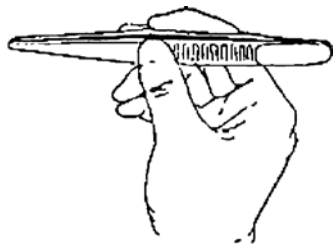


图3-13 持镊方法

7. 眼科镊 用于夹捏细软组织等。

8. 止血钳 又叫血管钳, 主要用于夹住出血部位的血管或出血点, 以达到直接钳夹止血, 有时也用于分离组织、牵引缝线。止血钳一般有弯、直两种, 并分大、中、小等型, 分离小血管及神经周围的结缔组织用蚊式钳。持钳方法同持剪法。

(1) 弯血管钳: 用以夹持深部组织或内脏血管出血, 有长短两种。

(2) 直血管钳: 用以夹持浅层组织出血, 协助拔针等用。

(3) 有齿血管钳(有齿直钳): 用以夹持较厚组织及易滑脱组织内的血管出血, 如肠系膜、大网膜等, 前端齿可防止滑脱, 但不能用以皮下止血。

(4) 蚊式血管钳: 为细小精巧的血管钳, 有直(straight)、弯(curved)两种, 用于脏器、面部及整形等手术的止血, 不宜做大块组织钳夹用。

9. 持针器 又称持针钳, 用于夹持缝合针缝合组织, 有握式和钳式两种形式, 兽医外科临床常使用握式持针器。

使用持针钳夹持缝针时, 缝针应夹在靠近持针钳的尖端, 一般应夹在缝针的针尾 1/3 处, 缝线应重叠 1/3, 以便操作。常用执持针钳方法:

(1) 掌握法: 也叫一把抓或满把握, 即用手掌握拿持针钳。

优点: 此法缝合稳健, 容易改变缝合针的方向, 缝合顺利, 操作方便。

(2) 指套法, 为传统执法。用拇指、无名指套入钳环内, 以手指活动力量来控制持针钳的关闭, 并控制其张开与合拢时的动作范围。

缺点: 因距支点远而稳定性差。

(3) 掌指法: 拇指套入钳环内, 示指压在钳的前半部做支撑引导, 其余三指压钳环固定于掌中。拇指可以上下开闭活动, 控制持针钳的张开与合拢。

10. 缝合针 主要用于闭合组织或贯穿结扎。

缝合针分为两种类型, 一种是带线缝合针或称无孔缝合针: 缝线已包在针尾部, 针尾较细, 仅单股缝线穿过组织, 使缝合孔道最小, 因此对组织损伤小, 又称为“无损伤缝针”。这种缝合针有特定包装, 保证无菌, 可以直接使用; 多用于血管、肠管缝合。另一种是有孔缝合针, 有孔缝合针以针孔不同分为两种: 一种为穿线孔缝合针, 缝线由针孔穿进; 另一种为弹机孔缝合针, 针孔有裂槽, 缝线由裂槽压入针眼内, 穿线方便, 快速。

缝合针规格分为直型、1/2 弧型、3/8 弧型和半弯型。

缝合针尖端分为三角形和圆锥形。三角形针有锐利的刃缘, 能穿过较厚致密组织。三角形针分为传统弯缝合针, 针切缘刃沿针体凹面; 翻转弯缝合针切缘刃沿针体凸面, 这种缝合针比传统弯缝合针有两个优点, 对组织损伤较小, 增加针体强度。直型圆针用于胃肠、子宫、膀胱等缝合, 用手指直接持针操作, 此法动作快, 操作空间较大; 弯针有一定弧度, 操作灵便, 不需要较大空间, 适用深部组织缝合。缝合部位越深, 空间越小, 针的弧度应越大。弯针需用持针器操作。三角针适用于皮肤、腱、筋膜及瘢痕组织缝合。

11. 动脉夹 用于阻断动脉血流。

12. 气管插管 用于急性动物实验时插入气管, 以保证呼吸道通畅。一端接呼吸换能器或压力换能器以记录呼吸运动。

13. 血管插管 用于动脉、静脉插管。血管插管可用相应口径的聚乙烯管代替。实验时一端插入动脉或静脉, 一端接压力换能器以记录血压, 插管时, 管腔内应排出所有气泡, 以免影响实验结果。

14. 三通开关 可按实验需要改变液体流动的方向, 便于静脉给药、输液和描记动脉血压。

第4章 动物实验基本 操作技术

第1节 实验动物的提取和固定方法

一、蟾蜍

抓取蟾蜍时不要挤压两侧耳部突起的毒腺，以免蟾蜍将毒液喷射入实验者眼内。取用时，将其背部靠着左手手心固定住，用右手将后肢拉直，并用左手的中指、无名指及小指环夹住，前肢及头部用拇指及示指压住，右手即可进行实验操作（图4-1）。

在进行动物微循环观察等需较长时间固定实验时，可将蟾蜍麻醉或捣毁脑脊髓，用蛙钉钉住动物的四肢和舌，将肠系膜固定在带孔木制蛙板上，在显微镜下观察舌、肠系膜的血液循环状态。

二、小鼠

小鼠一般不会咬人，但取用时动作也要轻缓。先用右手抓住鼠尾提起，放在实验台等粗糙表面，在其向前爬行时，用左手的拇指和示指抓住小鼠的两耳和头颈部皮肤，然后将鼠体置于左手心中，把后肢拉直，用左手的无名指及小指按住鼠尾，即可做注射或其他实验操作（图4-2）。



图4-1 蟾蜍的持法



图4-2 小鼠抓取方法

三、大鼠

大鼠的牙齿很尖锐，不要突然袭击式地去抓它，这样容易被咬伤手指。初学者应戴上较厚的棉布手套，其抓取动作与小鼠相似，右手轻轻抓住大鼠的尾巴向后拉，左手抓紧鼠两耳和头颈部的皮肤，并将鼠固定在左手中，右手即可进行操作（图4-3）。

如果需要长时间固定做手术时，可参照固定兔的方法，将鼠固定在大鼠固定台上。

四、豚鼠

先用手掌迅速扣住豚鼠背部及颈部，进行捉取。怀孕或体重较大的豚鼠，应以另手托其臀部（图 4-4）。



图 4-3 大鼠抓取方法



图 4-4 豚鼠的抓取方法

五、家兔

从笼中捉兔时，先轻轻打开笼门，勿使受惊，随之用手伸入笼内，从头前阻拦，兔便匍伏不动。此时用右手把两耳轻压于手心内，抓住颈后部的皮肤，提起兔，然后用左手托住它的臀部，兔身的重量大部分落入左手上。

切忌用手抓家兔的两耳、提抓腰部或背部。实验工作中常用兔作采血、静脉注射等用，所以家兔的两耳应尽量保持不受损伤（图 4-5~图 4-8）。

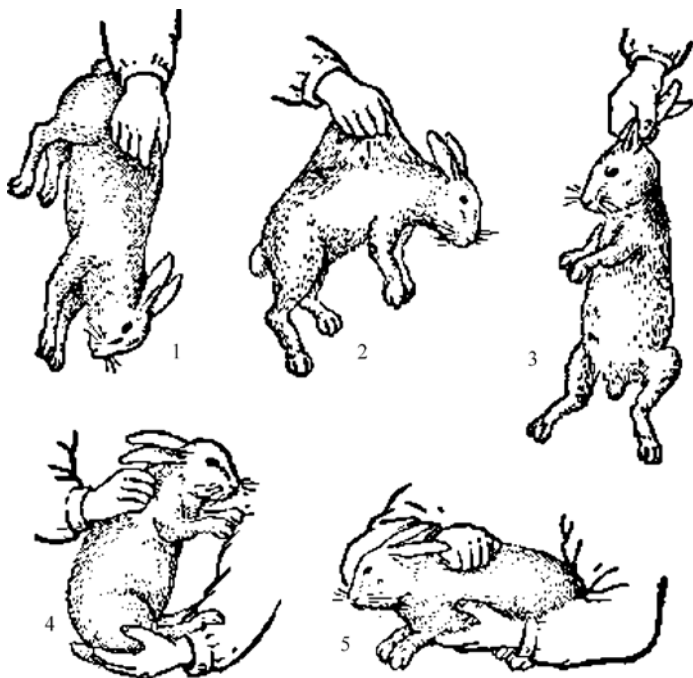


图 4-5 抓兔的方法（1, 2, 3 均不正确, 4, 5 为正确的捉取方法）

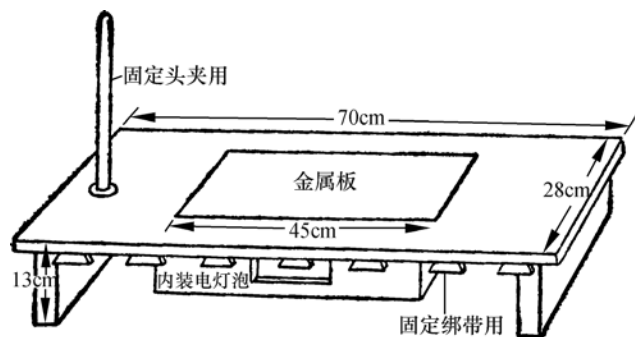


图 4-6 兔手术固定台

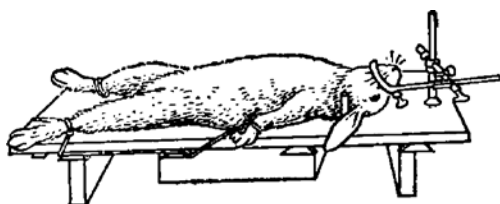


图 4-7 固定台固定兔的方法

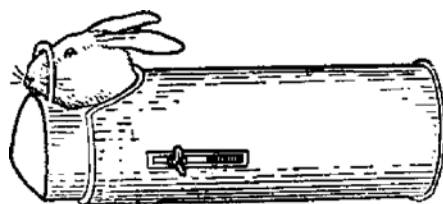


图 4-8 兔盒固定兔方法

六、狗

要用特制的钳式长柄捕狗夹夹住狗颈部，注意不要夹伤嘴和其他部位。夹住颈后，使狗头向上，颈部拉直，然后套上狗链。

急性实验时，可用捕狗夹夹住狗颈部后，将它压倒在地，由助手将其四肢固定好，剪去前肢或后肢皮下静脉部位的被毛，静脉注射麻醉药使动物麻醉后，即可进行实验（图 4-9～图 4-11）。

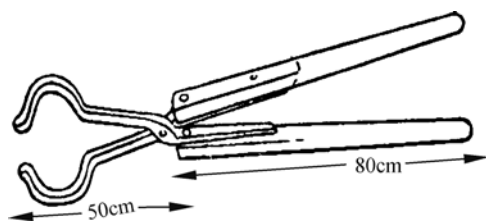


图 4-9 钳式长柄捕狗夹

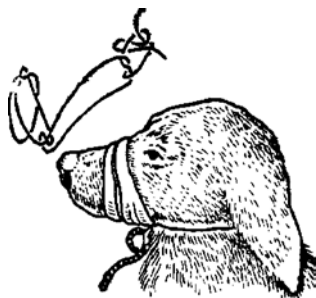


图 4-10 狗嘴的捆绑方法

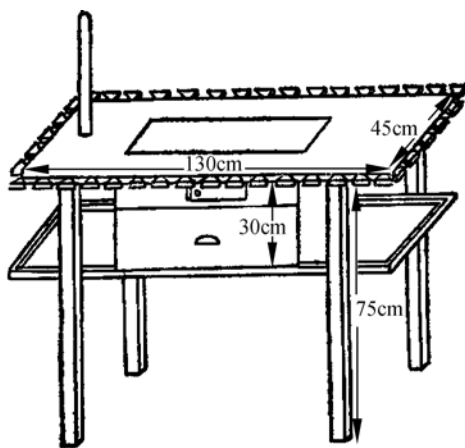


图 4-11 狗手术固定台

第2节 实验动物分组及编号的标记方法

科研中为了观察每个动物的变化情况,必须在实验前进行随机分组和编号标记。

一、分组

实验动物的分组原则为按照性别、体重进行随机平均分组。一般小型动物(如小鼠、大鼠、豚鼠等)为每组10只,大型动物如兔、狗、猫等可酌减,每组4~6只。实验方法另有规定者除外。

二、编号的标记方法

1. 大鼠、小鼠

常采用化学药品涂染法。

经常应用的涂染化学药品有:

涂染红色:0.5%中性红或品红溶液;

涂染黄色:3%~5%苦味酸溶液;

涂染黑色:煤焦油的酒精溶液。

2. 狗

(1)将号码烙压在圆形或方形金属牌上(最好用不锈钢或铝的),实验前用铁丝穿过金属牌上的小孔,固定在狗链条上。

(2)将号码按实验分组编号烙在拴狗颈部的皮带圈上,将此颈圈固定在狗颈部。

(3)将狗舍进行编号,对号饲养。

3. 兔、豚鼠

(1)颈部挂金属牌。

(2)笼具进行编号。

(3)化学药品涂染法。

(王冰梅 王晓燕)

第3节 实验动物的麻醉方法

一、使用挥发性麻醉药

1. 乙醚、吗啡合并麻醉方法

优点:深度易于掌握,比较安全,麻醉后恢复比较快。

缺点:需要专人管理,麻醉初期出现强烈的兴奋现象,对呼吸道有较强的刺激性,需在麻醉前给予基础麻醉,即在麻醉前20~30min,皮下注射盐酸吗啡或硫酸吗啡(5~10mg/kg)及阿托品(0.1mg/kg)。

2. 氯仿、乙醚合并麻醉方法 氯仿作吸入麻醉药,其麻醉作用比乙醚大,诱导期及兴奋期都极短,吸入气体中含1%~2%容量的氯仿即能使动物麻醉,容易达到外科麻醉期,但也易转入延髓麻醉期而危及生命。其麻醉剂量及致死量较为接近,使用时应加以注意。一般与乙醚混合成1:1或1:2比例进行麻醉。方法基本同乙醚麻醉法。

二、使用非挥发性麻醉药

1. 苯巴比妥钠 该药作用持久,应用方便,在普通麻醉用量下对动物呼吸、血压和其他功能影响不大。通常在实验前 0.5~1h 用药。

使用剂量和方法:狗、猫腹腔注射 80~100mg/kg,静脉注射 70~120mg/kg;家兔腹腔注射 150~200mg/kg。

2. 戊巴比妥钠 采用此药麻醉,一次给药有效时间可延续 3~5h,十分适合一般实验要求。给药后对动物循环和呼吸系统无显著抑制作用。

用时配成 1%~3% 生理盐水溶液,配好的药液在常温下放置 1~2 个月不失药效。静脉或腹腔注射后很快进入麻醉期。

使用剂量和方法:狗、猫、兔静脉注射 30~35mg/kg,腹腔注射 40~45mg/kg,皮下注射 40~50mg/kg;大鼠静脉或腹腔注射 35~50mg/kg。

3. 氨基甲酸乙酯 此药是比较温和的麻醉药,安全程度高。多数动物都可以使用,尤其适合于小动物,一般用作基础麻醉,使用时常配成 20%~25% 水溶液。

使用剂量和方法:狗、猫、兔直肠灌注 1.5g/kg,皮下、静脉、腹腔注射 0.75~1g/kg。与水合氯醛按 1:1 合并麻醉效果更好。

4. 水合氯醛 此药有穿透性的臭气及腐蚀性苦味。其溶解度较小,常配成 10% 水溶液。使用前先在水浴锅中加热,促其溶解,但加热温度不宜过高,以免影响药效。

使用剂量和方法:狗、猫静脉注射 80~100mg/kg,腹腔注射 100~150mg/kg;兔直肠灌注 180mg/kg,静脉注射 50~75mg/kg。

以上麻醉药种类虽较多,但各种动物采用的种类多有所侧重,如作慢性实验的动物常用乙醚吸入麻醉(用吗啡和阿托品作基础麻醉);急性动物实验对狗、猫和大鼠常用戊巴比妥钠麻醉;对家兔和蛙、蟾蜍常用氨基甲酸乙酯;对大鼠和小鼠常用戊巴比妥钠或氨基甲酸乙酯麻醉。

三、使用全身麻醉剂的注意事项

1. 麻醉剂的用量,除参照一般标准外,还应考虑个体对药物的耐受性差异,动物的体重与所需麻醉剂量间并不呈绝对的正比关系。一般来说,衰弱和过胖的动物其单位体重所需剂量较小。在使用麻醉剂过程中,随时检查动物的反应情况,尤其是采用静脉注射方式时,绝不可将按体重计算出的用量匆忙进行注射。

2. 动物在麻醉期体温容易下降,要采取保温措施。

3. 静脉注射必须缓慢,同时观察肌肉紧张性、角膜反射和对皮肤夹捏的反应,当这些活动明显减弱或消失时,立即停止注射。配制的药液浓度要适中,不可过高,以免麻醉过急,但也不能过低,以减少注入溶液的体积。

4. 做慢性实验时,在寒冷的冬季,麻醉剂在注射前应加热至动物体温水平。

四、麻醉过量的处理方法

麻醉过量时,应按过量的程度采取不同的处理方法。

如动物呼吸极慢而不规则,但血压和心搏仍正常时,可施行人工呼吸(人工呼吸机),并给苏醒剂(常用的苏醒剂有咖啡因、苯丙胺、尼克刹米等)。

若动物呼吸停止,血压下降,但心搏仍可摸到时,应迅速施行人工呼吸,同时注射温热的 50% 葡萄糖溶液 5~10mL,并给肾上腺素溶液和苏醒剂。