

化学品毒性鉴定技术规范

HUAXUEPINDUXINGJIANDINGJISHUGUIFAN

主 编：马 俊



中国协和医科大学出版社

第五章 动物实验操作技术

第一节 动物实验基本方法

一、抓取和固定实验动物的方法

为了不伤害动物、不影响观察指标并防止被动物咬伤,保证实验的顺利进行,工作人员必须掌握合理抓取固定实验动物的方法。抓取固定动物必须对各种动物的一般习性有所了解,操作时要小心仔细、大胆敏捷、熟练准确、不能粗暴,不可恐吓动物。其基本原则为带着爱护动物的原则接触动物、选择最适合实验动物的固定方法、告诉固定的人在有危险的情况下如何防身以及不要胆怯、尽早进行固定。

(一)小鼠的抓取方法

用右手拇指和食指的指腹抓住尾部中央提起来(图 3-5-1),如果只想移动动物,就用双手把它捧起来(图 3-5-2)。

1. 徒手保定

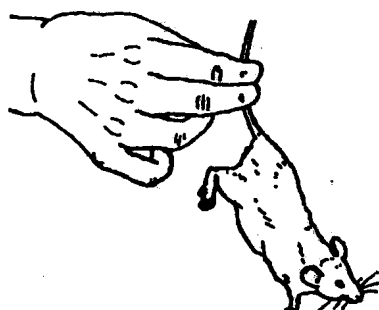


图 3-5-1 提尾抓小鼠

(1)用手固定时把提起来的小鼠放在笼子盖上,在动物向前挣的一瞬间,用左手的拇指和食指抓住颈背部到背中央的皮肤,使它的头部不能动(图 3-5-3)。这时要注意,过分用力会使动物窒息或颈椎脱臼,劲小了头部能反转来咬伤实验者的手。

(2)翻转抓住颈背部的左手,右手拉住小鼠尾部再用左手的小指压住尾根部使小鼠整个呈一条直线(图 3-5-4)

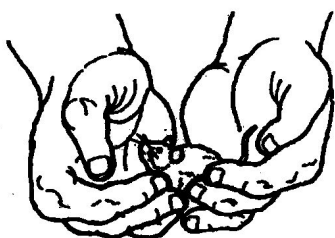


图 3-5-2 双手捧小鼠

2. 固定器固定

(1)在无麻醉的情况下首先根据上述方法用左手将小鼠固定。一般用乙醚吸入麻醉之后,用长 20~30cm 的线绳(事先沾点水好拧),分别捆在四肢上。

(2)如图所示,准备一个 15~20cm 的方木板,边缘楔入 5 个钉子。

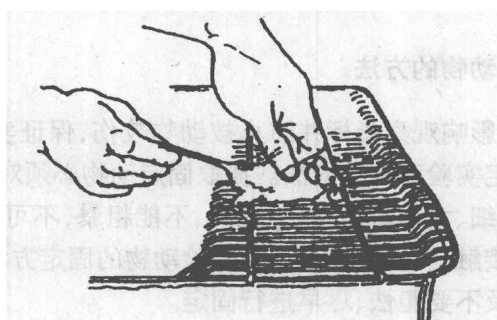


图 3-5-3 按压保定小鼠

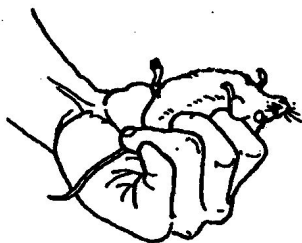


图 3-5-4 手握保定小鼠

(3)把捆在四肢的线绳固定到固定台的钉子上固定。并且在头部上腭切齿的地方牵一根线绳,达到完全固定(图 3-5-5)。

(4)静脉给药时,倒放适当大小和重要的容器,把小鼠放在里面只露出尾巴,这种容器能够压住尾部不让活动,同时起到驱赶血液的作用。此外亦可使用如图 3-5-6 所示的小鼠固定器。

(二)大鼠和沙鼠的抓取方法

4~5 周龄以内的大鼠同小鼠一样抓住尾部提起来。周龄较大的大鼠尾部皮肤因为容易被剥脱,所以用左手从背部中央到胸部捏起来抓住。

用手固定方法如下。

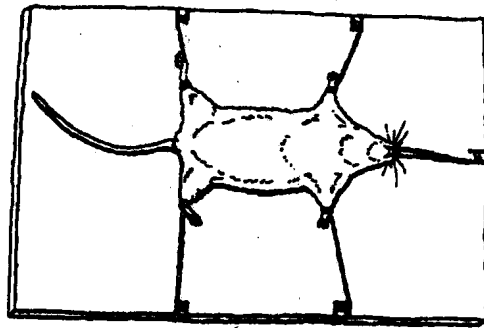


图 3-5-5 小鼠完全固定法

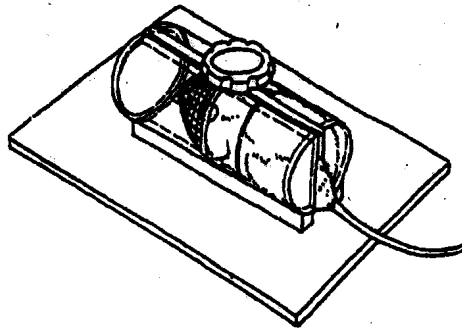


图 3-5-6 小鼠固定器

1 左手在抓起来的时候把食指放在颈背部,拇指及其余 3 指放在肋部,食指和中指挟住左前肢,分开两前肢举起来。右手按住后肢固定(图 3-5-7)。

2 给受试动物给药的时候,用左手的拇指和食指抓住颈背部皮肤、其余 3 指抓住背部皮肤,小指和无名指挟住尾部牢牢固定(图 3-5-8)。

固定器固定和小鼠一样,使用木制板和线绳或市售固定器。



图 3-5-7 双手固定大鼠

(三)豚鼠的抓取方法

抓取幼小豚鼠时,用两手捧起来。成熟动物则用左手大把抓起来,用手固定。

1 在抓的时候,把左手的食指和中指放在颈背部的两侧,拇指和无名指放在肋部,分别用手指挟住左右前肢抓起来(图 3-5-9)。



图 3-5-8
手握固定大鼠

2 反转左手,用右手的拇指和食指挟住右后肢,用中指和无名指挟住左后肢使鼠整体伸直成条直线(图 3-5-10)。

3 一个人进行保定时,坐在椅子上,把用右手拿着的豚鼠的后肢夹在大腿处,用大腿代替右手夹住(图 3-5-11)。



图 3-5-9 豚鼠抓取法

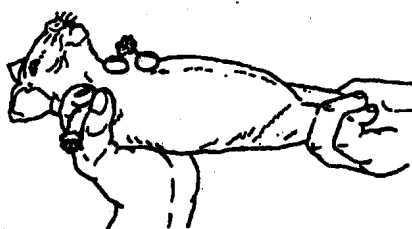


图 3-5-10 双手固定豚鼠

用固定器和小鼠一样用木制板和线绳固定。

(四)兔子的抓取方法

用一只手抓住颈背部皮肤提起来,另一只手托住腰部把兔子从笼子里拿出来(图 3-5-12)。移动动物时,同样抓着颈背部抱着兔子运送(图 3-5-13)在颈背部给皮下用药时,抓着颈背部放在台子上后,另外一只手平托着腰部。

1. 用手固定

(1)特别经口给药时用手固定的方法是坐椅子上用一只手抓住颈背皮肤,另一只手抓住两后肢夹在大腿之间。

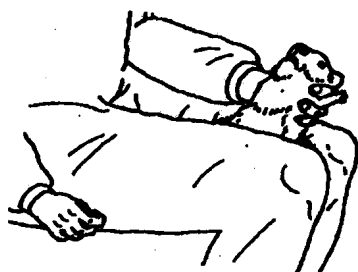


图 3-5-11 腿夹固定豚鼠

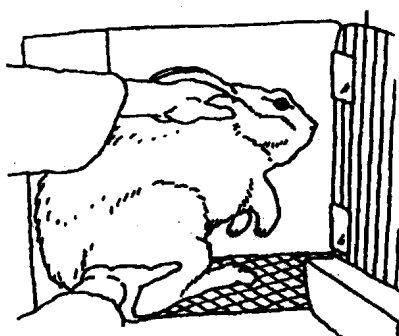


图 3-5-12 兔的抓取方法

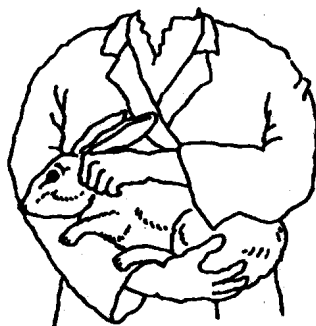


图 3-5-13

兔的运送方法

- (2)大腿挟住兔子的下半身,用空着的手抓住前两肢固定。
- (3)抓住颈背部的手,同时捏着两个耳朵,不让头部动(图 3-5-14)。

2. 用固定器固定

耳静脉给药或采血时使用金属制半圆形押田式兔子固定器。从颈动脉采血等情况下用木制的兔固定器。热源试验等情况下用首枷固定器。

(1)押田式兔子固定器是把兔子放在筒里面。只在前方露出头部,用转扭拧固定器固定动物(图 3-5-15)。

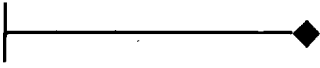


图 3-5-14
兔的固定方法

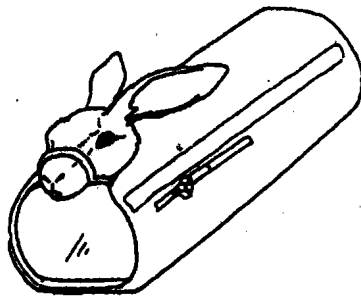


图 3-5-15 兔固定器

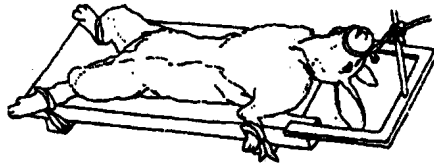


图 3-5-16 兔的仰卧保定

(2)北岛式兔固定是让兔子仰卧,用线绳依次将四肢捆在固定器两侧的金属棒上(2人1组进行),把头部放在金属制的首枷和嘴环上固定(图 3-5-16)。

(3)首枷固定器是在兔子常态姿势下,把颈部放在首枷上固定。

(五)猫的保定

温顺的猫可用手保定,也可用保定袋进行保定(图 3-5-17),暴露出必要的部位进行注射或采血等操作,用保定袋装猫时,猫多半会抵抗,为避免被抓伤,操作人员最好戴革制手套,性情狂暴的猫,可将身体用布缠裹后装入布袋,麻醉后再行操作,亦可用带有夹体装置的笼具压迫保定,麻醉后操作。猫的保定器可用兔子背位保定器代替,或用中等动物手术台保定。

(六)狗的保定

在麻醉和固定狗时,为避免狗咬伤人,可用绷带或布条将其嘴捆住,在腭下打结后,再

绕到颈后部缠绕打结,以求牢固(图 3-5-18),亦可用网口将犬口套住,并将其附带结于耳后颈部以防脱落,在进行前肢静注或采血时,可将狗放在操作台上,助手一只手固定颈部,另一只手握牢前肢关节,进行手术操作时,需将狗麻醉后放在手术台上,固定四肢进行保定。

(七)猴的保定

徒手保定时,可将猴两前肢反背交叉后单手固定,另一只手抓住颈后部皮肤进行保定。在非麻醉下长时间保定时,可采用保定架,麻醉后保定时,可将猴放在手术台上,固定四肢。

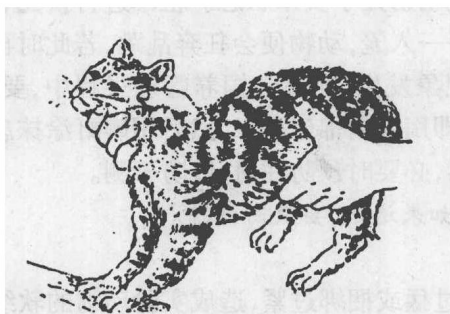


图 3-5-17 猫的保定

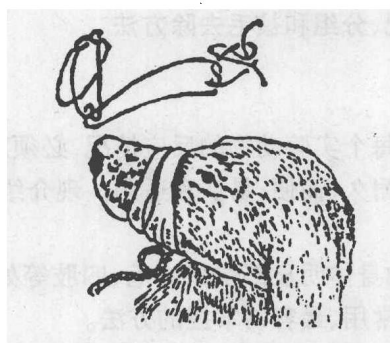


图 3-5-18 狗的保定

(八)山羊、绵羊的保定

站立保定时,可用双手抓住两耳或双角,双腿夹住羊的躯体进行保定,如羊后退时,可利用墙壁或墙角阻止其后退,山羊也可用铁夹固定双角进行保定,横卧保定时,让助手保定头部,保定者双手同时抓住倒卧侧的前后肢,同时迅速收于羊腹下并侧位,使其失去平衡即可倒下。之后左手握前肢,右手握后肢,膝部压住腰背部进行保定,如需要可捆绑四肢。

(九)猪的保定

小猪通常采用抱住胸部或双手提起两后肢的方法进行保定,采血时用“V”型保定台施背位仰卧,用绳子将四肢固定在 V 型台边缘的方法较好,30kg 以上的大猪,可用鼻钳保定法,栅栏墙壁挤压法,专用保定架悬垂法以及麻醉后固定四肢等方法。

(十)鸡鹌鹑的保定

4周龄左右的鸡及鹌鹑,用手轻轻抓住两翼便可保定,保定成年鸡时,左手经胸前部伸到腹下,拇指、食指、中指分别夹住两脚,手掌贴住胸部,右手经后方伸至背部,保定两翼,用保定台保定时,把翼和脚用细绳捆住,两鼻孔通穿细铁丝固定头部。

注意事项:

1. 自我防护

通常被激怒的动物会咬人,因此,尽量不要使动物长时间保持不舒服姿势以及反复进行其不愿做的动作,最好使动物处于安乐状态。粗暴进行换笼、给食、给水操作,均会招致动物反感,甚至操作人员手一入笼,动物便会狂奔乱跳,若此时再强行捕捉动物,往往会造成人员伤害,为避免这类现象发生,在日常饲养管理过程中,要尽量使动物保持安静、愉快,一旦被动物咬伤,应立即用酒精棉球消毒,然后用碘酊涂抹患处,被狗、猴、母大鼠咬的伤口一般较深,需彻底消毒,必要时预防注射,以防不测。

2. 动物在保定过程中如果逃逸,要及时抓捕。

3. 避免损伤动物

保定时不要因为用力过猛或捆绑过紧,造成实验动物的软组织损伤及骨折,并且注意防止窒息,死亡等事故发生。

二、实验动物的编号、标记、分组和被毛去除方法

(一)编号和标记方法

在动物实验中,为了观察每个实验动物的反应情况,必须对实验动物进行编号、标记。标记的方法应保证号码清楚、耐久、简便、易认和适用。现介绍几种常用标记方法。

1. 染色法

染色法是用化学剂在动物身体明显部位如被毛、四肢等处进行涂染或用不同颜色等来区别各组动物,是实验室最常用、最容易掌握的方法。

常用的编号标记溶液有:①3%~5%苦味酸溶液,涂染成黄色;②2%硝酸银溶液,涂染成咖啡色(涂后需光照10min);③0.5%中性红或品红溶液,涂染成红色;④煤焦油酒精溶液,涂染成黑色;⑤龙胆紫溶液,涂染成紫色。

标记时用标记笔蘸取上述溶液,在动物体表不同部位涂上斑点,以示不同号码。编号原则是先左后右,从前到后。一般把涂在左前脚上的记为1号,左侧腹部为2号,左后腿为3号,头顶部为4号,腰背部为5号,尾基部为6号,右前腿为7号,右侧腰部为8号,右后腿为9号。若动物编号超过10或更大数字时,可使用上述两种不同颜色的溶液,即把一种颜色作为个位数,另一种颜色作为十位数。这种交互使用可编到99号。例如把红色的记为十位数,黄色记为个位数,那么右后腿黄斑,头顶红斑,则表示是49号鼠(图3-5-19),其余类推。

染色法多用于实验周期较短、动物数量不多的情况。这种方法标号简单,动物无疼痛和损伤,但由于动物之间互相摩擦、舔毛,尿、水浸渍被毛或脱毛,或因日久颜色自行消退等原因,不宜用于长期的实验。且有的染色剂对动物的消化系统有一定的影响。

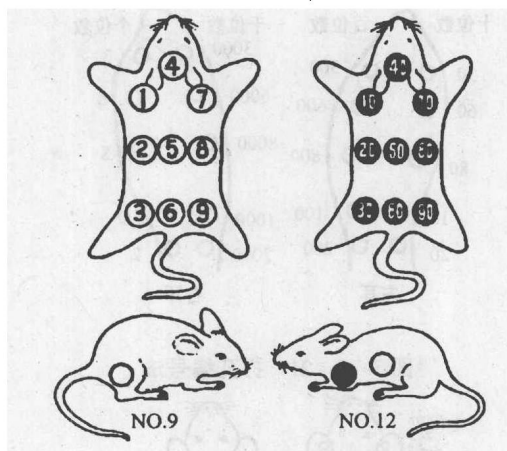


图 3-5-19 鼠号的标记法

2. 挂号法

将号码压在金属号码牌上,最好用铝牌,可以反复使用不生锈。将金属牌固定在实验动物耳朵上作为标记。使用时,先将号码牌的尖端避开耳朵中央动脉穿过耳壳,再由耳朵内侧面将其折曲固定,一般用于兔、豚鼠标记。猴、猫等动物有时可挂在颈部或笼箱上。用于犬的金属号码牌较大,且牌上穿有小孔,可固定在犬链条上作标记。

3. 烙印法

烙印法是用刺号钳将号码烙压在动物无体毛或明显部位,如耳、面鼻部和四肢部位等(图 3-5-20)。另外,有时用烧红的铁烙在动物(多半用于大、中型动物)体表明显的部位,烧烙出号码,然后用以酒精为溶剂的染料涂布。此类方法应注意烙号部位的污染和预防感染。

4. 耳孔法

耳孔法是专用于动物编号而直接在动物耳朵上打孔的方法,由打孔的位置和孔的数量来标记(图 3-5-21)。用剪刀将耳缘剪缺口也可代替此方法(图 3-5-22)。打孔应注意防止孔口愈合,可使用滑石粉涂抹在打孔局部。



图 3-5-20 号码烙印法

一般来说,小型动物适宜用耳孔法和染色法,中型动物适用挂牌法和烙印法。

(二)实验动物的随机分组方法

动物实验时,常常需要将选择好的实验动物,按研究需要分成若干个组,分组时为了避免人为因素的影响,常应用随机数字表进行完全随机化的分组。

1. 将实验单位随机分成两组

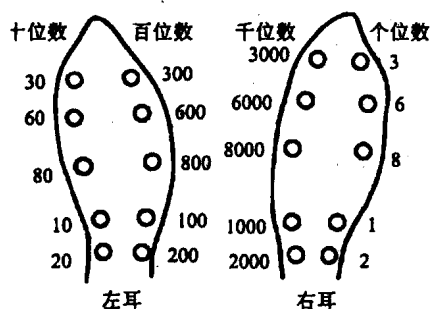
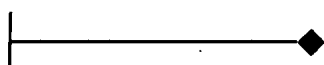


图 3-5-21 打孔编号法

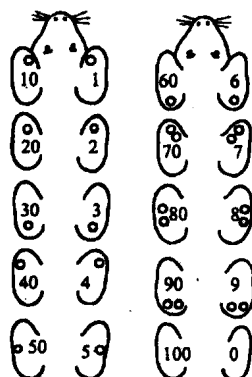


图 3-5-22

剪口编号法

设有小鼠 14 只,试用随机数字表将其分成两组。先将小鼠依次编为 1、2、3……14 号,然后任意从随机数字表的某一行某一数字开始抄录 14 个数,编排如下:

动物编号	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
随机数目	16	22	77	94	39	49	54	43	54	82	17	37	93	23
归 组	B	B	A	B	A	A	B	A	B	B	A	A	A	A

现令单数代表 A 组,双数代表 B 组,结果列入 A 组的动物 8 号,列入 B 组的动物有 6 只,如要使两组相等,须将 A 组减少一只,划入 B 组。应把哪一只小鼠划入 B 组,仍可用随机数字表,在上述抄录的 14 个数后面再抄录一个数字为 78,此数以 8 除之,因为归入 A 组的小鼠有 8 只,得余数 6。于是把第 6 个 A(即编写为第 12 号的小鼠)划给 B 组。经过这样的调整,两组小鼠的分配如下:

A 组:	3	5	6	8	11	13	14
B 组:	1	2	4	12	7	9	10

2. 将实验单位随机分成三组

设有动物 15 只,随机等分成 A、B、C 三组。将动物编号后,按上述方法,从随机数字

表抄录 15 个数字,将各数一律以 3 除之,并以余数 1、2、3 代表 A、B、C,结果归入 A 组的动物 6 只,归入 B 组的动物 4 只,归入 C 组的动物 5 只,即:

动物号码	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
动物数目	18	62	40	19	12	40	83	95	34	19	44	91	69	3	30
除 3 后的 余数	3	2	1	1	3	1	2	2	1	1	2	1	3	3	3
归 组	C	B	A	A	C	A	B	B	A	A	B	A	C	C	C

要使三组的动物数相等,须把原归 A 组的 6 只动物中的 1 只改编到 B 组去。可从随机数字表继续按斜角线抄录一个数字,得 60,以 6 除之,除尽(相当于余数为 6),就可以把第 6 个 A(即 12)动物改为 B 组。调整后各组的动物编号如下:

A 组:	3	4	6	9	10
B 组:	2	7	8	11	12
C 组:	1	5	13	14	15

(三)实验动物被毛的去除方法

动物的被毛常能影响实验操作和结果的观察,因此实验中常需去除或剪短动物的被毛。除毛的方法有剪毛、拔毛、剃毛和脱毛 4 种。

1. 剪毛法

将动物固定后,用弯圆头手术剪紧贴术者左手指绷紧的动物皮肤,依次将所需实验部位的被毛剪去。可先粗剪,然后再细剪,不可用手提着动物被毛剪,这样易剪破皮肤。剪下的毛集中放在一个容器内,勿遗留在手术野和兔台周围,以保证手术野的清洁和防止注射器等夹毛。

2. 拔毛法

兔耳缘静脉注射或取血时以及给大、小鼠作尾静脉注射时,需用拇指、食指将局部被毛轻轻拔去一撮,需要在拔毛处涂抹一些液体石蜡油或凡士林使血管清晰明显以利操作。

3. 剃毛法

将所需剃毛部位的被毛先用剪刀粗剪一遍,然后蘸温肥皂水,将此部位润湿,用剃刀顺被毛方向剃毛。或者使用电动剃毛推,逆被毛向剃毛。此法常用于豚鼠等动物。

4. 脱毛法

脱毛系指用化学脱毛剂将实验动物被毛脱去,适用于无菌手术野的准备以及观察动物皮肤血液循环和病理变化。方法为将需脱毛部位的被毛先用弯头剪刀剪去,尽量剪短,勿剪破皮肤,然后用温水将该部位润湿,再用纱布包扎棉球的小棒蘸脱毛剂(可选用下列配方),在需脱毛部位涂一薄层,经 2~3min 后,用温水洗去该部位脱下的毛,自然晾干备用,切勿用纱布去擦,以免损伤皮肤。

常用的脱毛剂配方:①硫化钠 3g、肥皂粉 1g、淀粉 7g,加水适量调成糊状;②硫化钠 8g、淀粉 7g、糖 4g、甘油 5g、硼砂 1g,加水 75ml;③硫化钠 8g、溶于 100ml 水中;以上脱毛剂

配方适用于家兔、大鼠、小鼠等小动物的脱毛；④硫化钠 10g、生石灰 15g，溶于 100ml 水内，此配方适用于犬等大动物的脱毛。

三、给药方法及用药量的计算方法

(一) 给药方法

在动物实验中，需将药物给动物体内，才能观察实验动物对药物的反应。给药的途径和方法是多种多样的，可以根据实验目的，实验动物种类、敏感途径等情况而定。

1. 皮内注射法

兔、豚鼠和大鼠的皮内注射部位均为背部脊柱两侧的皮肤。注射前一天，将动物被毛用脱毛法脱净。注射时，皮内注射针面朝上与皮肤平行刺入皮内（表皮与真皮之间），然后推液。表皮与真皮之间结构致密，当溶液注入皮内时，可见到皮肤表面马上会鼓起一小鼓包，形成皮丘（白色、橘皮样），同时因注射部位局部皮肤缺血呈苍白色，皮肤上的毛孔极为明显。此小泡如不很快消失，则证明注射液确实注入皮内，若很快消失，就可能注在皮下，应重换部位注射。注射量：小鼠最多不得超过 0.05ml；豚鼠、大鼠、兔一般为 0.1ml。

2. 皮下注射法

注射针头进入皮下（真皮下），若针头能自由拨动无牵阻，注入注射液后形成小泡，则皮下无误。由于皮下组织较松，注射液很快扩散，一定时间小泡可消失。

皮下注射进针方法：①通过腹中线，进入对侧皮下注射，因腹中线皮肤致密，较紧，注射液不易随针头拔出时由针孔逸出，注射完毕可明显见到注射后形成的小包到腹中线即阻住。小鼠的皮下注射方法见图 3-5-23；②通过后腿肌肉进入皮下注射法。此法小鼠常用。将针头由鼠蹊部刺入大腿肌肉内平行上翘至皮下，然后推液。此法注射液也不易渗出。

3. 腹腔注射法

注射液注入腹腔内即扩散。此法注射法也不易渗出。①通过腹中线，先至对侧皮下，然后慢慢刺入腹腔，不得过深，使针头紧靠腹壁，避免刺伤内脏，然后推液（图 3-5-24）。②由会阴处通过肌肉刺入腹最下端进入腹腔，此法小鼠常用，注射液不易逸出。注射量：小鼠一般为 0.5~1ml，豚鼠、兔一般为 5ml。

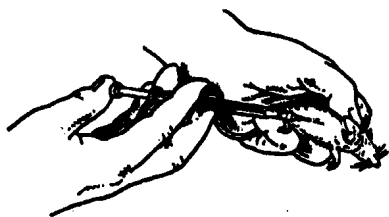


图 3-5-23 小鼠皮下注射法

4. 肌肉注射法

肌肉注射比皮下和腹腔注射用得较少，但当给动物注射不溶于水而混悬于油或其他溶剂中的药物时，常采用肌肉注射。肌肉注射部位，要选择肌肉丰满或无大血管通过的肌

肉,一般采用臀部。注射时,将臀部注射部位被毛剪去(小动物可不剪毛)。注射器连6号半针头,由皮肤表面垂直刺入肌肉,回抽一下如无血,即可注射。一般犬等大动物均采用此法。经训练的犬,上犬台后,将头固定好,一人即可进行肌肉注射。

给小鼠、大鼠等小动物作肌肉注射时,用左手抓住鼠两耳和头部皮肤,右手取连有5号半针头的注射器,将针头刺入大腿外侧肌肉,将药液注入。

5. 静脉注射法



图 3-5-24 腹腔注射法



图 3-5-25

兔耳静脉

(1)小鼠、大鼠尾静脉注射方法。将鼠装入固定架内,使鼠尾外露。用酒精棉球擦拭尾巴,可见到两侧静脉,注射前应确认注射针筒内无气泡,针头由尾尖端开始,顺血管方向刺入。若失败,再逐渐移向尾根重刺。当针头进入静脉有滑润感,试推液顺利无阻,则证明正确刺入静脉内,应把针头和鼠尾一起固定好,不要晃动,缓缓推液。如果针芯推不动,尾部膨胀发白,拔出针头时无血流出,说明针头没有刺入静脉内;或拔出针头时有血流出,而尾部膨胀发白,针芯推不动,则说明针头刺穿静脉又进入皮下,均应重新注射。注射量一般为0.5ml为宜。

(2)兔耳静脉注射方法 将兔置固定盒内,用酒精棉轻轻擦拭耳部外缘,静脉即明显可见(图3-5-25)。由耳尖部静脉注射,若失败,再逐步向耳根移动重新注射。注射完

毕抽出针头时,应压迫针孔,避免流血使注射液渗出(图 3-5-26)。

(3)豚鼠静脉注射方法。

①腿部静脉注射:由助手抓握固定好动物,操作者左手握住后腿,右手用手术弯剪,在后小腿根部水平方向剪一缺口,揭起皮肤,静脉外露,即可进行注射。

②趾间静脉注射:以酒精棉轻擦豚鼠脚趾,使趾间静脉显露,即可进行注射。

(4)犬静脉注射方法。

①后肢外侧小隐静脉注射:此静脉在后肢胫部下 1/3 的外侧浅表皮下(图 3-5-27)。由助手将犬侧卧固定好,将注射部位被毛剪去,用碘酒、酒精棉消毒皮肤后,助手用手紧握股部,即可明显看到静脉。实验者右手持注射器,针头向血管旁的皮下刺入,再与血管平行向前刺入静脉,回抽针筒,如果有回血进入针筒,即放松对静脉近心端的压迫,并将针头再刺进少许,然后以左手将针头固定好,右手即可慢推液(图 3-5-28)。

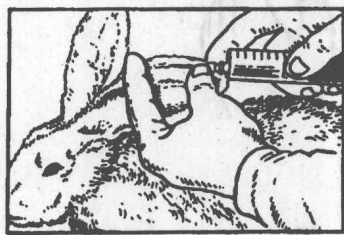


图 3-5-26 兔耳静脉注射法

②前肢内侧头静脉注射:此静脉在前肢内侧面皮下,比后肢小隐静脉粗一些,且较易固定,所以,犬一般作静脉注射时常常用此静脉(图 3-5-29)。其注射方法与后肢相同。

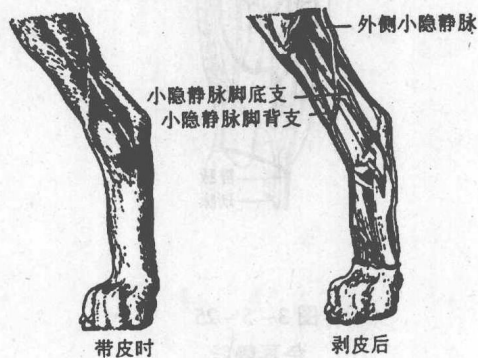


图 3-5-27 犬的后肢静脉

③舌下静脉注射:将犬固定好后,把嘴打开,用包着纱布的舌钳将犬的舌头拉出来并翻向背侧,即可清楚地看到很多舌下小静脉,找一根比较粗的作静脉注射。注射完毕拔出针头时,应立即用棉球压迫止血。

(5)家禽静脉注射。由助手抓住两腿,使一侧背靠在实验台上,把一翅展开,在翅膀的桡尺骨间即可看到一静脉,拉紧皮肤使之固定,实验者即可进行注射。注射完毕即以棉球压迫止血。如果有刺入静脉而形成血肿时,应换另一翅静脉重新注射。

6. 脚掌注射法

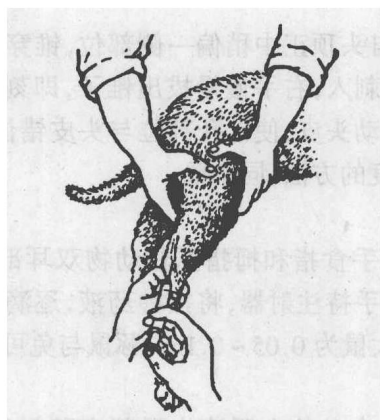


图 3-5-28
犬后肢静脉注射



图 3-5-29 犬前肢静脉注射

(1)小鼠。注射前,小鼠应先麻醉。因前脚需用以取食,故仅能用后脚掌。针头刺入约 5mm,即可推液,最大量为 0.25ml。如果使用福氏完全佐剂,注入脚掌后,可使足掌部形成严重肿胀、溃疡及坏死,动物行动困难,因此,若非实验必需最好不要使用。其他试剂虽然不致引起如此强烈的反应,最好也仅用于一只后脚掌。

(2)豚鼠 由助手抓住固定好动物,使后脚掌面向操作者。用棉签沾水将脚掌洗净,特别是脚趾之间,再用酒精棉消毒。针头刺入约 10mm 即可推液。注射量不得超过 0.25ml。如果使用佐剂,要求同小鼠。

7. 脑腔注射法

(1)小鼠。用左手小指夹小鼠尾巴,在实验台上向后轻拉,拇指和食指置小鼠头两侧固定其头,中指与无名指压住鼠身,固定好动物后,食指轻压皮肤,使头皮错位。右手持注射器,小指与无名指间夹持碘酒棉球棒;以食指固定针芯,否则注射时因针芯压力,会使注射液流出。于鼠头部中心略偏向一边处以碘酒棉球消毒后,垂直刺入针头深度约 5~7mm,即可推液。拔出针头时,用左手食指推动头皮轻压,防止注射液漏出。

为了控制针头刺入脑腔的准确深度,可在针头上穿一块橡皮,紧靠在针头根部,使针尖露出 5~7mm,这样针头刺入脑腔的深度就正好合适。

(2)兔。将兔置于固定器内固定好,用剃刀剃去头顶部的被毛。左手将头皮往一侧绷

紧,碘酒消毒后,右手持锥子自头顶正中稍偏一侧部位,锥穿头骨,即换以左手固定锥子,右手持注射器,使针头沿锥尖刺入,右手慢慢拔出锥子,即刻将针头刺入约 10~20mm,即可推液。拔出针头时,左手推动头皮,使针孔部位与头皮错位,轻压,再以碘酒、酒精棉球消毒。控制针头刺入颅腔浓度的方法,同小鼠。

8. 鼻内接种

动物先进行麻醉后,以左手食指和拇指抓住动物双耳部,翻转动物身体置于左手掌内,使其鼻尖朝向操作者。右手持注射器,将接种药液,逐滴滴入动物鼻内。接种量不宜过多,小鼠为 0.03~0.05ml;大鼠为 0.05~0.1ml;豚鼠与兔可达 2ml。

9. 豚鼠角膜注射法

由助手抓取固定好动物,在动物左眼滴入局部麻醉剂(一般使用 2% 盐酸可卡因),5min 后助手将已局部麻醉的动物平卧桌面,左眼向上,头部面对操作者,固定好动物后,操作者手持注射器,针头由角巩膜连接处的眼球顶部斜刺入,眼球会向下移动,用力刺入角膜约 3mm 深。由于眼球的转动,角膜可转到下眼睑内,达到此深度后即可推液,注入量 5 μ l。若针头已正确刺入,则在角膜上注入的液体应形成直径 2~3mm 的浑浊。拔出针头后不需作任何处理。

10. 胃内注入法

(1)大鼠与小鼠的胃内注入法。用左手拇指和食指抓住鼠两耳和头部皮肤,其他 3 指抓住背部皮肤,将鼠体握持在左手掌内,大鼠用左手拇指和食指固定头部和一侧前肢,中指和无名指固定另一肢,小鼠用拇指和食指固定头部,中指固定一侧前肢,无名指和小指固定住一侧后肢。使动物腹部朝上,头部向上有一个倾斜度。固定好动物后,右手持注射器,使灌胃针头沿着鼠嘴侧角通过食管进入胃内,即可灌注,如很通畅,则说明针头确已进入胃内;如果不通畅,动物挣扎或者发生咳嗽,则表示针头没有进入胃内,应将针头拔出重新操作(图 3-5-30)。

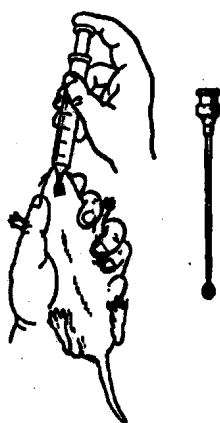


图 3-5-30

胃内注入法

(2)兔与猫的胃内注入法。助手将动物固定好,用张口器放入上下腭之间,动物即咬住张口器。实验者用左手抓住动物嘴部,固定好张口器,然后用右手取适宜粗细的导管,