การเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลอง ในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์

ฐิตวัฒน์ จันทวร

ศูนย์ทดสอบและวิจัยคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์
สถาบันสุขภาพสัตว์แห่งชาติ กรมปศุสัตว์
กระทรวงเกษตรและสหกรณ์

คำนำ

การทดสอบความปลอดภัย (Safety test) และการทดสอบประสิทธิภาพ (Efficacy test) ได้แก่ การทดสอบความคุ้มโรค (Potency test) การทดสอบระดับแอนติบอดี (Antibody titer detection test) เป็นวิธีการทดสอบหลักในการตรวจสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ซึ่งเป็นการทดสอบที่ต้องมีการใช้สัตว์ทดลองในการทดสอบ โดยสัตว์ทดลองที่ใช้ทดสอบนั้นมีทั้งสัตว์ทดลองที่เป็นสัตว์กลุ่มเป้าหมายที่ใช้วัคซีนชนิดนั้นจริงๆ (Target animal) เช่น ไก่ เป็ด โค สุกร และในกลุ่มสัตว์ทางเลือก (Alternate animal) เช่น หนูขาว หนูตะเภา กระต่าย ซึ่งตามมาตรฐานสากลสำหรับการตรวจสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ เช่น มาตรฐาน ASEAN และมาตรฐาน OIE มีการกำหนดเพียงแค่อายุและจำนวนสัตว์ที่ใช้ทดสอบเท่านั้น ไม่มีวิธีการเลี้ยงและดูแลสัตว์ดังกล่าวโดยเฉพาะอย่างยิ่งการนำปศุสัตว์มาเป็นสัตว์ทดลอง ข้อมูลการใช้ปศุสัตว์เป็นสัตว์ทดลองในการทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ รวมไปถึงมาตรฐานอาคารคอกสัตว์ทดลองในประเทศไทยมีน้อยมากเนื่องจากไม่มีหน่วยงานใดในประเทศที่ได้รับการรับรองมาตรฐานในการตรวจสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ โดยเฉพาะวัคซีนปศุสัตว์ ผลงานวิชาการเล่มนี้จึงเป็นการรวบรวมข้อกำหนด ข้อมูลและแนวทางปฏิบัติต่างๆ ในการเลี้ยงและดูแลสัตว์ทดลองที่ใช้ในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ทั้งในด้านคุณภาพสัตว์ทดลอง การจัดการสัตว์ทดลองทั้งก่อนและหลังการทดสอบ วิธีการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ อาคารคอกสัตว์ทดลองและการจัดการ หลักเกณฑ์การเลี้ยงและดูแลสัตว์ทดลอง ข้อกำหนดของอาคารคอกสัตว์ที่ใช้เลี้ยงและดูแลสัตว์ทดลองตามมาตรฐานสากล เช่น มาตรฐาน laboratory biosafety manual ของ World Health Organization (WHO) ที่มีการกำหนดคุณสมบัติคอกสัตว์ทดลองที่มีการใช้เชื้อก่อโรคในการทดสอบเป็นระดับต่างๆ (ABSL : Animal facility Biosafety Level) เพื่อป้องกันการแพร่กระจายของเชื้อ รวมไปถึงจรรยาบรรณการเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองเพื่อให้การทดสอบเป็นไปตามมาตรฐาน สอดคล้องตามหลักเกณฑ์ทางวิทยาศาสตร์ หลักมนุษยธรรมและจรรยาบรรณอย่างสูงสุด

การรวบรวมและเรียบเรียงผลงานวิชาการเล่มนี้ไม่ได้ใช้เพียงแค่ข้อมูลที่ได้จากการสืบค้นและค้นคว้าข้อมูลเท่านั้น แต่ยังนำประสบการณ์จากการทำงานและการฝึกอบรมดูงานของผู้เขียนในด้านการเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองเพื่องานทางวิทยาศาสตร์มาใช้ในการจัดทำผลงานวิชาการเล่มนี้ด้วย ผู้เขียนหวังว่าผลงานวิชาการเล่มนี้จะเป็นประโยชน์ต่อผู้ที่จะศึกษาและปฏิบัติงานในเรื่องนี้ หากมีข้อบกพร่องหรือผิดพลาดใดๆ ผู้เขียนขอน้อมรับและจะนำไปแก้ไขในโอกาสต่อๆ ไป

ฐิตวัฒน์ จันทวร

10 กรกฎาคม 2557

สารบัญ

	หน้า
บทที่ 1 บทนำ	1
บทที่ 2 การเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์	
2.1 คุณภาพสัตว์ทดลอง	3
2.2 กลุ่มของสัตว์ที่ใช้ในการทดลอง	5
2.3 การแบ่งชั้นระดับสัตว์ทดลอง	6
2.4 การจัดหาสัตว์ทดลอง	9
2.5 การขนส่งสัตว์ทดลอง	10
2.6 การกักกันโรคสัตว์ และการให้สัตว์ทดลองปรับตัว	16
2.7 การทำเครื่องหมายสัตว์	18
2.8 การทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองโดยแยกตามชนิดสัตว์	22
2.9 การจับเคลื่อนย้าย และการจับบังคับควบคุม	23
2.10 การจับเคลื่อนย้ายและการจับบังคับควบคุมสัตว์ทดลองแยกตามชนิดสัตว์	25
2.11 การปฏิบัติงานกับสัตว์ทดลอง	31
2.12 การทำการุณยฆาต หรือ การทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ (Euthanasia)	51
บทที่ 3 อาคารคอกสัตว์ทดลองและการจัดการ	
3.1 ส่วนประกอบของอาคารคอกสัตว์ทดลอง	62
3.2 การเลี้ยงสัตว์ทดลองเป็นระบบ	71
3.3 การป้องกันการติดเชื้อ	72
3.4 แผ่นกรองอากาศ (HEPA filters)	73
3.5 การป้องกันการติดเชื้อจากคนและพาหะนำเชื้อ	75
3.6 อุปกรณ์ป้องกันร่างกายส่วนบุคคล (Personal protective equipment: PPE)	76
3.7 การป้องกันการติดเชื้อจากอาหารและน้ำดื่ม	79
3.8 การเก็บอาหาร	81
3.9 การป้องกันการติดเชื้อจากวัสดุรองนอน	82
3.10 การป้องกันการติดเชื้อจากกรงและถาดรองกรง	84

สารบัญ

	หน้า
3.11 ตู้อบฆ่าเชื้อ (Autoclave)	84
3.12 ตู้อบแห้ง (Hot air oven)	85
3.13 น้ำยาฆ่าเชื้อโรค	85
3.14 สภาวะแวดล้อมในห้องเลี้ยงสัตว์	86
3.15 คอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับต่างๆ (Animal facility Biosafety Level : ABSL)	94
บทที่ 4 จรรยาบรรณการเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์	
4.1 จรรยาบรรณการใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์	101
4.2 หลัก 3 R (the three Rs)	105
4.3 แนวทางปฏิบัติ 5 Freedoms	106
4.4 หลักเกณฑ์สำหรับการใช้และเลี้ยงดูแลสัตว์มีกระดูกสันหลังเพื่อการทดสอบ การวิจัยและการฝึกอบรม	110
4.5 การกำกับดูแลการเลี้ยงและใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์	110
เอกสารอ้างอิง	114

สารบัญตาราง

		หน้า
ตารางที่ 1	ข้อกำหนดการปลอดจากเชื้อก่อโรคและวิธีทดสอบของฝูงไก่ Specific pathogen free (SPF) ที่ผลิตไข่ไก่ฟักปลอดเชื้อเฉพาะ (SPF embryonated eggs) สำหรับการผลิตและทดสอบคุณภาพวัคซีนสัตว์ตามมาตรฐานการตรวจสอบวัคซีนสัตว์ของ ASEAN	8
ตารางที่ 2	ข้อกำหนดพื้นที่กล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์ (พื้นที่เป็นตารางเซนติเมตร : cm^2 ต่อสัตว์ 1 ตัว) สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ฟันแทะ	13
ตารางที่ 3	ข้อกำหนดพื้นที่ที่เหมาะสมของยานพาหนะ (พื้นที่เป็นตารางเมตร : m^2 ต่อสัตว์ 1 ตัว) สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มปศุสัตว์	16
ตารางที่ 4	การทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองแยกตามชนิดสัตว์	22
ตารางที่ 5	ตำแหน่งและขนาดเข็มในการเจาะเก็บตัวอย่างเลือดและซีรัมในสัตว์ทดลองชนิดต่างๆ	51
ตารางที่ 6	สารเคมีหรือวิธีการทำให้สัตว์ตายที่ไม่ยอมรับให้ใช้เป็นวิธีการแรกสำหรับการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ	57
ตารางที่ 7	ความสัมพันธ์ระหว่างความดัน อุณหภูมิและเวลาในการฆ่าเชื้อด้วยตู้อบฆ่าเชื้อ (Autoclave)	85
ตารางที่ 8	อุณหภูมิและความชื้นสัมพัทธ์ที่แนะนำสำหรับการเลี้ยงสัตว์ทดลอง	87
ตารางที่ 9	พื้นที่ต่ำสุดของคอกหรือกรงเลี้ยงสัตว์ทดลอง	90
ตารางที่ 10	สรุปแนวทางการปฏิบัติและอุปกรณ์ที่ใช้เพื่อความความปลอดภัยในการปฏิบัติงานในคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับต่างๆ	100

สารบัญรูป

		หน้า
รูปที่ 1	ตัวอย่างของกล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ฟันแทะ	11
รูปที่ 2	ลักษณะพื้นรถขนส่งสัตว์ที่ไม่เหมาะสม พื้นเป็นรูหรือช่องทำให้ขาสัตว์ติด เกิดบาดแผล และบาดเจ็บขณะขนส่ง	12
รูปที่ 3	การเจาะและขลิบเบอร์หูในโค	19
รูปที่ 4	การเจาะและขลิบเบอร์หูสุกร	19
รูปที่ 5	ที่หนีบปีก ชนิด Ketchum tags	20
รูปที่ 6 (a)	ตำแหน่งที่ฉีดสารเข้าสมอง (Intra-cerebral injection) ในหนูไมซ์	34
รูปที่ 6 (b)	การฉีดสารเข้าสมองในหนูไมซ์ที่ถูกทำให้สลบแล้ว	34
รูปที่ 7	ชุดอุปกรณ์ swab สำเร็จรูปและการทำ tracheal swab ในไก่ทดลอง	42
รูปที่ 8	การเก็บตัวอย่างเลือดจากหลอดเลือดดำ (Tail vein) ของหนูไมซ์	44
รูปที่ 9	การเก็บตัวอย่างเลือดจากหัวใจ (Cardiac puncture) ของหนูแรท	46
รูปที่ 10	การเก็บตัวอย่างเลือดจากหลอดเลือดดำที่เท้า (Tarsal vein) ของหนูตะเภา	47
รูปที่ 11	การเก็บตัวอย่างเลือดจากหลอดเลือดดำที่ใบหู (Marginal ear vein) ของกระต่าย	48
รูปที่ 12	การทำให้สัตว์สลบโดยใช้ electrical stunning ในแพะและในสุกร	54
รูปที่ 13	ตัวอย่างของ captive bolt pistol ที่ใช้สำหรับทำให้สัตว์หมดสติ	54
รูปที่ 14	ตัวอย่างเครื่องตัดคอ (Guillotine) ที่ใช้กับสัตว์ทดลองขนาดเล็ก	55

สารบัญรูป

หน้า

รูปที่ 15	ตำแหน่งการทำ pithing ผ่านรูที่กะโหลกซึ่งเกิดจากการใช้ captive bolt และตัวอย่างของ pithing rod ที่ใช้สอดเข้าไปทำลายก้านสมองหรือส่วนฐานของสมอง	56
รูปที่ 16	ตำแหน่งและการทำให้สัตว์หมดสติโดยการใช้ captive bolt pistol ในโค	60
รูปที่ 17	พื้นที่ในอาคารคอกสัตว์ทดลองและทางเดินสะอาด – สกปรก	69
รูปที่ 18	poultry isolator ซึ่งมีแผ่นกรอง HEPA filter (แบบกลม) อยู่ด้านบนของตู้สำหรับกรองอากาศทั้งก่อนเข้าตู้และก่อนปล่อยออกภายนอกอาคารเลี้ยงสัตว์ทดลอง	74
รูปที่ 19	การสวมใส่อุปกรณ์ป้องกันร่างกายส่วนบุคคลในการปฏิบัติงานในอาคารคอกสัตว์ทดลองที่มีการปฏิบัติงานกับเชื้อโรคของศูนย์ทดสอบและวิจัยคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ กรมปศุสัตว์	77
รูปที่ 20	ภาชนะหรือรางให้น้ำสำหรับเป็ดหรือห่านทดลองซึ่งควบคุมระดับน้ำในรางด้วยลูกลอย (Ball-valve) และมีช่องสำหรับให้สัตว์จุ่มหัวลงในน้ำได้	82
รูปที่ 21	ตัวอย่างป้ายเตือนอันตรายทางชีวภาพ (Biohazard warning sign) สำหรับติดประตูคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัย	96
รูปที่ 22	การจัดหา environmental enrichment ในสัตว์ทดลองชนิดต่างๆ	109

บทที่ 1

บทนำ

การทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ มีวิธีการและขั้นตอนในการทดสอบที่แตกต่างกันไปตามชนิดของชีววัตถุที่ทดสอบแต่มีการทดสอบหลักๆ ที่ต้องดำเนินการทดสอบตามข้อกำหนดของมาตรฐานสากลในการทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ไม่ว่าจะเป็นคู่มือการตรวจวินิจฉัยและทดสอบคุณภาพวัคซีนสัตว์ (Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals) ขององค์การโรคระบาดสัตว์ระหว่างประเทศ (World Organization for Animal Health หรือ Office International des Epizooties; OIE) คู่มือมาตรฐานอาเซียนสำหรับวัคซีนสัตว์ (Manual of ASEAN standards for animal vaccines) โดยการทดสอบหลักๆ ดังกล่าว ได้แก่ การทดสอบความปราศจากการปนเปื้อน (Sterility test) การทดสอบความบริสุทธิ์ (Purity test) การทดสอบความปลอดภัย (Safety test) และการทดสอบประสิทธิภาพ (Efficacy test) ซึ่งการทดสอบความปลอดภัยและการทดสอบประสิทธิภาพของชีววัตถุสำหรับสัตว์เป็นการทดสอบที่ต้องใช้สัตว์ทดลองเป็นส่วนใหญ่ ตัวอย่างสัตว์ทดลองที่ใช้ในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ ได้แก่

- **กลุ่มสัตว์ฟันแทะ** เป็นสัตว์ทดลองกลุ่มทดแทน (Alternate or Non-target animal) มีการใช้เพื่อลดการใช้สัตว์กลุ่มเป้าหมาย (Target animal) เป็นทางเลือกกรณีมีข้อจำกัดทั้งด้านการจัดหาสัตว์ทดลอง (สัตว์ใหญ่) และสถานที่เลี้ยงแต่ต้องเป็นไปตามมาตรฐานการทดสอบกำหนด นอกจากนี้สัตว์กลุ่มฟันแทะยังใช้ในการเตรียมเชื้อหรือสารชีววัตถุสำหรับการทดสอบอีกด้วย ตัวอย่างสัตว์ทดลองกลุ่มนี้ เช่น

  - หนูไมซ์ (Mice/*Mus musculus*, *Mus domesticus*) : ใช้ในการทดสอบความคุ้มโรค (Potency test) ของวัคซีนโรคพิษสุนัขบ้า (Rabies vaccine) ทั้งการทดสอบระดับภูมิคุ้มกัน (Serological test) และการทดสอบการให้เชื้อพิษทับ (Challenge test) (OIE, 2013) การทดสอบความปลอดภัยและความคุ้มโรคของวัคซีน Haemorrhagic septicaemia ชนิดเชื้อตาย (ASEAN, 1998a) เป็นต้น

  - หนูตะเภา (Guinea pig/*Cavia porcellus*) : ใช้ในการทดสอบความปลอดภัยและความคุ้มโรคของวัคซีน Brucellosis (OIE, 2012a) การทดสอบความปลอดภัยและความคุ้มโรคของวัคซีน Black leg ชนิดเชื้อตาย (ASEAN, 1998b) เป็นต้น

  - กระต่าย (Rabbit/*Oryctolagus cuniculus*) : ใช้ในการทดสอบการฆ่าเชื้อ (inactivation test) ของวัคซีนโรค Aujeszky's disease เชื้อตาย (ASEAN, 1998c) ใช้ในการเตรียมเชื้อไวรัสอหิวาต์สุกร สำหรับวัคซีนอหิวาต์สุกรชนิดผ่านกระต่าย เป็นต้น

  - แฮมสเตอร์ (Syrian or Golden hamster/*Mesocricetus auratus*, Chinese hamster/*Cricetulus griseus*, European hamster/*Cricetus cricetus*, Armenian hamster/*Cricetulus*

migratorius, Siberian or Djungarian or Dwarf hamster/*Phodopus Sungorus*) : ใช้ในการทดสอบความคุ้มโรคของวัคซีน Leptospirosis (OIE, 2014) เป็นต้น

- **สัตว์ปีก** เป็นสัตว์ทดลองกลุ่มเป้าหมาย (Target animal) สำหรับทดสอบความปลอดภัยและความคุ้มโรคของวัคซีนสัตว์ปีก เช่น วัคซีนนิวคาสเซิล วัคซีนหลอดลมอักเสบติดต่อ วัคซีนโรคกัมโบโร ใช้ไก่เป็นสัตว์ทดลอง วัคซีนกาฬโรคเป็ด วัคซีนอหิวาต์เป็ด-ไก่ ใช้เป็ดเป็นสัตว์ทดลอง เป็นต้น นอกจากนั้นยังใช้ในการเตรียมเชื้อพิษทับสำหรับการทดสอบความคุ้มโรคอีกด้วย

- **สุกร** เป็นสัตว์ทดลองกลุ่มเป้าหมาย สำหรับทดสอบความปลอดภัยและความคุ้มโรคของวัคซีนสำหรับสุกร เช่น วัคซีนอหิวาต์สุกร วัคซีนโรคปากและเท้าเปื่อยสำหรับสุกร วัคซีนโรค Aujeszky's disease เป็นต้น และยังใช้ในการเตรียมเชื้อพิษทับสำหรับการทดสอบความคุ้มโรค

- **สัตว์ใหญ่** เป็นสัตว์ทดลองกลุ่มเป้าหมาย สำหรับทดสอบความปลอดภัยและความคุ้มโรคของวัคซีนสัตว์ใหญ่ เช่น วัคซีนโรคปากและเท้าเปื่อยสำหรับโค กระบือ ใช้โคเป็นสัตว์ทดลอง การทดสอบความปลอดภัยวัคซีนแอนแทรกซ์ใช้แพะหรือแกะเป็นสัตว์ทดลอง (OIE, 2012b) เป็นต้น นอกจากนี้ยังเลี้ยงแกะทดลองเพื่อเจาะเลือดนำมาทำเป็นอาหารเลี้ยงเชื้อ blood agar สำหรับการทดสอบการปนเปื้อนเชื้อแบคทีเรียอีกด้วย

ปัจจุบันมีการใช้ชีววัตถุโดยเฉพาะวัคซีนในสัตว์มากมายหลายชนิด เช่น วัคซีนโรค Vibriosis วัคซีนโรค Enteric-redmouth (ERM) และวัคซีนโรค Furunculosis ซึ่งเป็นวัคซีนเชื้อตายโดยการฆ่าเชื้อด้วยฟอร์มาลิน วัคซีนป้องกันโรคติดเชื้อ Infectious pancreatic necrosis (IPN) ในปลาแอตแลนติคแซลมอน วัคซีนป้องกันโรคไวรัสในปลากดอเมริกัน ซึ่งเป็นวัคซีนเชื้อเป็น (Live attenuated) โดยวัคซีนต่างๆ เหล่านี้มีการผลิตออกจำหน่ายเพื่อป้องกันโรคในสัตว์น้ำและมีการทดสอบคุณภาพวัคซีนทั้งในด้านประสิทธิภาพ ความคุ้มโรคและความปลอดภัย (ชนกันต์, 2553) นอกจากวัคซีนสำหรับสัตว์น้ำแล้ว วัคซีนป้องกันโรคในม้า เช่น วัคซีนโรค African horse sickness วัคซีนโรค Equine viral arteritis เป็นต้น ก็มีการใช้อย่างแพร่หลายและมีข้อกำหนดสำหรับการทดสอบคุณภาพตามมาตรฐานสากล เช่น มาตรฐาน OIE เช่นเดียวกันกับวัคซีนป้องกันโรคในสัตว์เล็ก เช่น สุนัขและแมว แต่ในหนังสือเล่มนี้จะขอกล่าวถึงเฉพาะสัตว์ทดลองที่ใช้ทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ในกลุ่มสัตว์ทดแทนและกลุ่มสัตว์เป้าหมายตามที่กล่าวข้างต้นเท่านั้น จะไม่กล่าวถึงสัตว์น้ำซึ่งยังมีข้อมูลไม่มากนักและสัตว์ในกลุ่มสัตว์ที่เลี้ยงเป็นเพื่อน (Companion animal) เช่น ม้า สุนัขและแมว ซึ่งสัตว์กลุ่มนี้สามารถใช้สัตว์ทดลองกลุ่มทดแทนในการทดสอบคุณภาพได้

บทที่ 2
การเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์

สัตว์ทดลองที่มีคุณภาพที่เหมาะสมได้มาตรฐานจัดเป็นปัจจัยสำคัญในการที่จะทำให้ได้ผลการทดสอบหรือวิจัยที่มีคุณภาพ น่าเชื่อถือ การพิจารณาใช้สัตว์ทดลองที่เหมาะสมในด้านการทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ว่าจะใช้สัตว์ชนิดใด อายุ จำนวนเท่าใดขึ้นกับข้อกำหนดตามมาตรฐานการทดสอบชีววัตถุชนิดนั้นๆ นอกจากนี้ยังต้องคำนึงถึงต้นกำเนิด แหล่งที่มาและสภาวะแวดล้อมการเลี้ยงดูสัตว์ รวมไปถึงสุขภาพสัตว์ การพิจารณาควบคุมองค์ประกอบเหล่านี้ จะส่งผลดีต่อการทดสอบหรือวิจัยโดยทำให้

- ได้ผลการทดสอบหรือวิจัยที่น่าเชื่อถือ
- ผลการทดสอบหรือวิจัยที่ได้ไม่แปรเปลี่ยนเมื่อทำซ้ำ
- ลดความผิดพลาด ลดจำนวนสัตว์ที่ใช้ ประหยัดเวลาและค่าใช้จ่ายจากการที่ต้องทำการทดสอบซ้ำ

คุณภาพสัตว์ทดลอง

สัตว์ทดลองที่เหมาะสมสำหรับนำมาใช้ในงานทดสอบหรือวิจัยควรต้องมีคุณภาพซึ่งหมายความรวมทั้งคุณภาพพันธุ์ (Genetic quality) และคุณภาพสุขภาพ (Health quality)

- **คุณภาพพันธุ์ (Genetic quality)**

สัตว์ทดลองที่มีคุณภาพพันธุ์ หมายถึง สัตว์ทดลองที่มีความคงที่ของพันธุกรรมตามคุณสมบัติของพันธุ์หรือสายพันธุ์ มีประวัติพันธุ์ชัดเจนตรวจสอบได้ว่าเป็นสายพันธุ์ชิด (Inbred) สายพันธุ์ห่าง (Outbred) หรือสายพันธุ์ลูกผสม (Hybrid) ความสำคัญในคุณภาพไม่ได้ขึ้นอยู่กับการเป็นสัตว์ inbred หรือ outbred เพียงอย่างเดียวแต่ขึ้นอยู่กับวิธีการในการคงสภาพความเป็น inbred หรือ outbred ด้วย สัตว์ inbred หรือ outbred ต่างก็มีประโยชน์ต่อการวิจัยและการทดสอบที่แตกต่างกันไปขึ้นอยู่กับวัตถุประสงค์ของงานว่าต้องการใช้สัตว์ประเภทไหน

สัตว์ inbred หรือ inbred strain หมายถึง สัตว์ซึ่งสืบพันธุ์ติดต่อกันมาไม่น้อยกว่า 20 รุ่น (Generations) โดยใช้พี่น้องจากพ่อแม่เดียวกันผสมพันธุ์กันและคงสภาพพันธุ์อยู่ด้วยการใช้พี่น้องจากพ่อแม่เดียวกัน สายพันธุ์เดียวกันตลอดไป การสืบสายพันธุ์ในระบบผสมเลือดชิดเช่นนี้จะทำให้สายพันธุ์มี inbred coefficient ไม่น้อยกว่า 98.6% นั่นคือ โอกาสที่จะเกิดความไม่คงตัวของยีนในสายพันธุ์มีน้อยมาก genotype หรือ phenotype ของสัตว์ inbred จากสายพันธุ์เดียวกันจึงมีโอกาสเหมือนกันเช่นเดียวกับกรณีของ identical twin อย่างไรก็ตาม โอกาสที่สิ่งแวดล้อมจะมีอิทธิพลให้ยีนผ่าเหล่า (Mutate) ยังมีอยู่และอาจเป็นปัจจัยหนึ่งซึ่งเป็นสาเหตุให้สายพันธุ์ inbred มี phenotype ที่แตกต่างออกมาได้ การผสมพันธุ์ในระบบ

เลือดชิดหลายๆ รุ่นเช่นนี้ จะดึงเอายีนด้อย (Recessive genes) ที่ควบคุม phenotype ที่ไม่ดีให้แสดงออก และเป็นสาเหตุให้เกิด inbreeding depression ขึ้น คือ สัตว์จะมีสุขภาพไม่ดี มีความต้านทานต่อโรคน้อยและด้อยประสิทธิภาพในการสืบพันธุ์ เหล่านี้อาจเป็นสาเหตุให้สูญเสียสายพันธุ์ของ inbred ไปได้ง่ายๆ การที่สัตว์ inbred มี homologous เกือบ 100% สัตว์ inbred จึงมีประโยชน์มากในงานวิจัยหรืองานทดสอบทางด้านภูมิคุ้มกันวิทยา โดยเฉพาะทางด้านปลูกถ่ายเนื้อเยื่อและผิวหนัง งานวิจัยทางด้านมะเร็งและงานวิจัยเกี่ยวกับโรคชนิดใดชนิดหนึ่งโดยเฉพาะ โดยที่เราสามารถเลือกใช้ inbred strains ที่ไวต่อโรคใดโรคหนึ่งได้ ตัวอย่างสายพันธุ์สัตว์ inbred ได้แก่ หนูไมซ์สายพันธุ์ BaLB/cMlac หนูแรทสายพันธุ์ SHR/Kyo เป็นต้น

สัตว์ outbred (Outbred stock) หมายถึง สัตว์ที่มาจากประชากรกลุ่มหนึ่งซึ่งสืบพันธุ์กันภายในกลุ่มประชากรนั้น โดยไม่คำนึงถึงสายพันธุ์ของความเป็นพ่อแม่หรือพี่น้องกันมาก่อนเป็นการสืบพันธุ์ที่เรียกว่า random breeding และเพื่อให้ outbred stock นั้น มีสายพันธุ์ที่คล้ายคลึงกัน การสืบพันธุ์ดังกล่าวจะต้องไม่นำตัวผู้หรือตัวเมียจากฝูงอื่นเข้ามาปะปน สัตว์ที่เกิดจาก outbred stock ในแต่ละรุ่นจะมี genetic variation ที่คล้ายคลึงกันแต่โอกาสที่จะเกิดผสมเลือดชิด (Inbreeding) ยังมีอยู่และจะเกิดขึ้นช้าหรือเร็วขึ้นอยู่กับจำนวนตัวผู้ตัวเมียในกลุ่มประชากรนั้น ดังนั้นจึงจำเป็นอย่างยิ่งที่จะต้องคงสภาพของ genetic variation ไว้ โดยการป้องกันไม่ให้เกิด inbreeding ขึ้นด้วยวิธีการเพาะขยายพันธุ์สัตว์ outbred ตามที่ The International Council for Laboratory Animals Science (ICLAS) ได้กำหนดไว้ ตัวอย่างสายพันธุ์สัตว์ outbred ได้แก่ หนูไมซ์สายพันธุ์ ICR หนูแรทสายพันธุ์ Wistar และหนูตะเภาสายพันธุ์ Dunkin Hartley เป็นต้น

เพื่อป้องกันความสับสนในการเรียกสัตว์ inbred หรือสัตว์ outbred จึงได้มีการแนะนำให้ใช้คำว่า inbred strain แทน inbred population และ outbred stock แทน outbred population นอกจากนั้นยังมีระบบการตั้งชื่อ (Nomenclature rule) กำหนดการให้ชื่อ inbred strain และ outbred stock ไว้ด้วย จาก International Index of Laboratory Animals จะพบว่ามี inbred strain และ outbred stock ของสัตว์ทดลองหลายชนิดขึ้นทะเบียนไว้มากมายในหลายๆ ประเทศ

นอกจากสัตว์ inbred strain และ outbred stock แล้ว อุตรา (2551) ยังจำแนกสัตว์ทดลองตามคุณภาพพันธุ์เพิ่มเติมอีก ได้แก่

- F1 hybrid animal หมายถึง สัตว์ที่ได้จากการผสมระหว่าง inbred 2 สายพันธุ์ เพื่อให้ได้คุณสมบัติที่เด่นชัดของแต่ละสายพันธุ์และเป็นการลดผลกระทบจากยีนด้อย
- Mutant animal หมายถึง สัตว์ที่ได้จากการพัฒนาสายพันธุ์ที่มีการเปลี่ยนแปลงของยีนอย่างชัดเจนและถาวร ตัวอย่างสัตว์ทดลองประเภทนี้ ได้แก่ Nude mice เป็นต้น
- Transgenic animal หมายถึง สัตว์ที่องค์ประกอบทางพันธุกรรมได้ถูกเปลี่ยนแปลงโดยกระบวนการทางพันธุวิศวกรรม ตัวอย่างสัตว์ทดลองประเภทนี้ ได้แก่ Knockout mice เป็นต้น

- **คุณภาพสุขภาพ (Health quality)**

สัตว์ทดลองที่มีคุณภาพสุขภาพ หมายถึง สัตว์ที่มีสุขภาพแข็งแรง มีสภาวะของร่างกายปกติ มีพฤติกรรมและสามารถเจริญเติบโตและเจริญวัยได้ตามคุณสมบัติของพันธุ์สัตว์ ไม่มีโรคหรือเชื้อโรคใดแฝงอยู่ทั้งที่แสดงออกอย่างชัดเจนและไม่ชัดเจน การที่สัตว์ทดลองจะมีคุณภาพดังกล่าวได้ขึ้นอยู่กับปัจจัย 3 ประการ คือ

1. วิธีการเลี้ยงและระบบการป้องกันการติดเชื้อ
2. อาหารที่ให้สัตว์กิน
3. การจัดการสภาพแวดล้อมให้เหมาะสมกับสัตว์

สัตว์ทดลองที่มีสุขภาพดีจะต้องไม่มีเชื้อโรคโดยเฉพาะเชื้อโรคที่เป็นอันตรายก่อโรคต่อสัตว์ นอกจากการตรวจสอบสัตว์ทุกตัวก่อนทำการทดสอบแล้ว ผู้ใช้สัตว์จำเป็นต้องศึกษาแหล่งที่มาของสัตว์ทดลองให้แน่ใจว่ามาจากแหล่งที่น่าเชื่อถือและในขณะเดียวกันต้องให้แน่ใจด้วยว่าการขนส่งสัตว์และการเลี้ยงสัตว์ทดลองระหว่างการทดสอบมีการป้องกันการติดเชื้อที่มีประสิทธิภาพเช่นเดียวกัน

การให้อาหารซึ่งมีส่วนผสมของโปรตีน ไขมัน แป้ง ไวตามิน แร่ธาตุและเยื่อใย ให้เพียงพอกับความต้องการของสัตว์ มีความจำเป็นต่อการเสริมสร้างให้สัตว์ทดลองเจริญเติบโต เจริญวัยได้ตามคุณภาพพันธุ์และเสริมสร้างความต้านทานต่อโรค สัตว์แต่ละชนิดต่างมีความต้องการสารอาหารที่ต่างกัน ดังนั้น แม้ว่าอาหารสำเร็จรูปที่ผลิตขายส่วนใหญ่จะมีสารอาหารครอบคลุมความต้องการของสัตว์ได้หลายชนิดก็ตาม สัตว์บางชนิดอาจมีความต้องการสารอาหารพิเศษซึ่งในอาหารสำเร็จรูปนั้นมีปริมาณน้อยหรือไม่มีเลย

สภาพแวดล้อมซึ่งรวมถึงอาคารและห้องที่ใช้เลี้ยง กรง อุณหภูมิ ความชื้น แสงสว่าง การถ่ายเทอากาศ ล้วนมีอิทธิพลต่อการกินดีอยู่ดีของสัตว์และมีส่วนสำคัญเกี่ยวโยงมาถึงการติดเชื้อด้วย คอกสัตว์ทดลองที่คับแคบแออัด ความร้อนสูง ความชื้นต่ำหรือสูงเกินไป การถ่ายเทอากาศไม่ดี ล้วนมีส่วนที่จะส่งผลกระทบให้สัตว์เสียสุขภาพได้ทั้งสิ้น

กลุ่มของสัตว์ที่ใช้ในการทดลอง

1. **Laboratory animals** ได้แก่ สัตว์ที่ผลิตและพัฒนาขึ้นเพื่อจุดประสงค์ใช้ในงานวิจัยศึกษาและอยู่ภายใต้การควบคุมสภาวะต่างๆ เพื่อให้เหมาะกับงานที่จะใช้

2. **Domestic animals** ได้แก่ สัตว์เลี้ยงที่เกิดตามชุมชนทั่วไปโดยไม่ได้ควบคุมสภาวะต่างๆ แบบกลุ่มแรกซึ่งเหมาะกับงานศึกษาบางชนิด

3. **Animals obtained from nature** ได้แก่ สัตว์ที่เกิดตามธรรมชาติ สัตว์ป่า ซึ่งเหมาะกับงานศึกษาบางชนิด

สำนักงานคณะกรรมการวิจัยแห่งชาติ (2554) ได้ให้นิยามของสัตว์ทดลองไว้ในจรรยาบรรณการใช้สัตว์ทดลองเพื่องานทางวิทยาศาสตร์ว่า “สัตว์ทดลอง หมายถึง สัตว์ที่ถูกนำมาเพาะเลี้ยงในที่กักขัง สามารถ

สืบพันธุ์ได้ซึ่งมนุษย์นำมาใช้เพื่อประโยชน์ในเชิงวิทยาศาสตร์และเทคโนโลยีทุกสาขา” สัตว์ทดลองจะต้องเป็นสัตว์ที่ได้มาจากการจัดการเลี้ยงดูอย่างดี และเป็นสัตว์ที่สะอาด มีสุขภาพดี แข็งแรงและปราศจากโรค เพื่อนำมาใช้ในงานวิจัย ค้นคว้า ทดลอง ซึ่งมักใช้ในงานวิจัยทางชีวภาพทางการแพทย์ เช่น ในงานผลิตชีวภัณฑ์ต่างๆ เช่น วัคซีนและการทดสอบวัคซีน เป็นต้น ดังนั้นมาตรฐานของสัตว์ทดลองที่นำมาใช้ในงานวิจัย ค้นคว้าและทดสอบต่างๆ จึงมีความสำคัญมากและเกี่ยวข้องกับความปลอดภัยในชีวิตคน ถ้าหากงานวิจัยและงานทดสอบนั้นใช้สัตว์ทดลองที่ไม่มีคุณภาพเพียงพอ ซึ่งอาจส่งผลที่เบี่ยงเบนผลการทดสอบได้ สัตว์ทดลองที่มีคุณค่าต่องานวิจัยนั้นต้องเป็นสัตว์ที่เราสามารถรู้ข้อมูลทางสรีรวิทยา พันธุกรรม และสุขภาพสัตว์ นอกจากนี้ในการผลิตสัตว์ทดลองให้มีคุณภาพเหมาะต่องานที่ใช้นั้นต้องมีระบบการป้องกันการติดเชื้อ และระบบการผสมพันธุ์ที่จัดไว้อย่างดีเป็นระบบเพื่อให้ได้สัตว์ทดลองที่มีคุณภาพเพียงพอ ชนิดของสัตว์ทดลองที่นิยมใช้โดยทั่วไป ได้แก่ หนูไมซ์ หนูแรท แฮมสเตอร์ หนูตะเภา กระต่าย ลิง สุนัข แมว หนูเจอร์บิลและเฟอร์เรท เป็นต้น นอกจากสัตว์ทดลองเหล่านี้ สัตว์ทดลองที่ใช้ในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ที่มาตรฐานการทดสอบกำหนดให้ทดสอบในสัตว์กลุ่มเป้าหมาย (Target animal) ได้แก่ โค แพะ แกะ สุกร ไก่ เป็ด เป็นต้น

การแบ่งชั้นระดับสัตว์ทดลอง

โดยพิจารณาจากระบบการจัดการเลี้ยงดู สิ่งแวดล้อม การสุขาภิบาลและการป้องกันการติดเชื้อแก่สัตว์ทดลอง เพื่อให้สัตว์ทดลองสะอาดและปราศจากเชื้อจุลชีพได้ตามกำหนดมาตรฐานสากล จึงสามารถแบ่งสัตว์ทดลองได้ ดังนี้

1. **Unconventional animal** หมายถึง สัตว์ที่ถูกเลี้ยงโดยไม่คำนึงถึงรูปแบบหรือระบบการจัดการที่เหมาะสม สัตว์อาจถูกเลี้ยงปล่อยไม่ถูกควบคุมด้านอาหาร สิ่งแวดล้อมและการสุขาภิบาล สัตว์คลอดลูกโดยวิธีธรรมชาติ สัตว์ในกลุ่มนี้ไม่สามารถควบคุมคุณภาพได้จึงไม่เหมาะที่จะนำมาเป็นสัตว์ทดลอง ยกเว้นการทดลองบางชนิดที่ไม่คำนึงถึงปัญหาเหล่านี้

2. **Conventional animal** หมายถึง สัตว์ที่ถูกเลี้ยงดูในระบบโรงเรือนเปิด มีการจัดการเลี้ยงดูความสะอาดและการสุขาภิบาลดีขึ้น สัตว์คลอดลูกตามธรรมชาติ ระดับมาตรฐานความปลอดเชื้อจุลชีพและพยาธิขึ้นอยู่กับระบบการสุขาภิบาลและวิธีการป้องกันการติดเชื้อ สัตว์ทดลองมักถูกเลี้ยงในอาคารเลี้ยงสัตว์หรือห้องเลี้ยงแบบเปิด (Conventional หรือ Nonbarrier-maintained room) ยกตัวอย่างสัตว์กลุ่มนี้ เช่น กระต่าย สุกรและไก่จากฟาร์มทั่วไป และสัตว์ทดลองตามหน่วยงานต่างๆ เนื่องจากต้องคำนึงถึงภาวะเศรษฐกิจและประหยัดค่าใช้จ่ายหรืองบประมาณไม่เพียงพอ ดังนั้นจึงเห็นสัตว์ทดลองในบ้านเราถูกเลี้ยงดูในระบบนี้มากที่สุด

3. **Conventional concentrate strict hygiene animal** หมายถึง สัตว์ที่ถูกเลี้ยงในระบบเหมือนข้อ 2 แต่มีการวางแผนการจัดการโรงเรือนและการสุขาภิบาลที่เข้มงวดเป็นพิเศษเพื่อป้องกันการติดเชื้อสู่สัตว์ทดลอง โดยจัดระบบการป้องกันการติดเชื้อ ซึ่งได้แก่ ระบบการเดินแบบทางสะอาด-สกปรก อาบน้ำเปลี่ยนชุดที่สะอาดก่อนเข้าโรงเรือน การใช้น้ำยาฆ่าเชื้อ ระบบกรองอากาศด้วย HEPA filter การกักกันสัตว์ก่อนเข้ารวมฝูง อาหาร น้ำและวัสดุอุปกรณ์ต้องปราศจากเชื้อหรือผ่านการฆ่าเชื้อก่อนนำเข้าสู่ห้องเลี้ยงสัตว์ทดลอง เป็นต้น

4. **Antigen antibody-free animal** หมายถึง สัตว์ทดลองที่ไม่มีภูมิต้านทานหรือ antibody ต่อเชื้อที่ทำให้เกิดโรค การทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์จะใช้สัตว์ทดลองประเภทนี้ในการทดสอบซึ่งมีที่มาทั้งจากสัตว์ทดลองปลอดเชื้อเฉพาะ จากสัตว์ทดลองที่ไม่ได้รับวัคซีนหรือเสริมสร้างภูมิคุ้มกันต่อชีววัตถุที่จะทดสอบ หรือจากสัตว์ทดลองในช่วงอายุที่ภูมิคุ้มกันที่ได้รับหมดลงทั้งที่ได้รับจากแม่ (Maternal immunity) หรือจากการได้รับวัคซีนเมื่อแรกเกิดหรืออายุน้อย

5. **Specific pathogen free animal (SPF)** หมายถึง สัตว์ที่ถูกเลี้ยงในระบบการป้องกันการติดเชื้อ (Barrier) ซึ่งเป็นวิธีป้องกันไม่ให้มีเชื้อจุลชีพที่ก่อให้เกิดโรคเข้าไปในห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองและสัตว์จะคลอดลูกด้วยวิธีผ่าตัดออกทางหน้าท้องและได้รับการตรวจสอบอย่างเข้มงวดโดยการตรวจเลือดและการผ่าชันสูตรซาก เพื่อความมั่นใจว่าปลอดจากเชื้อก่อโรคตามที่มีระบุไว้หรือปลอดจากโรคและเชื้อตามที่ต้องการ ซึ่งอากาศ อาหาร น้ำ วัสดุรองนอนและอุปกรณ์ที่ใช้ต้องปราศจากเชื้อก่อนนำเข้าสู่ห้องสัตว์ทดลองและมีการตรวจความปลอดเชื้อที่ก่อโรคอย่างสม่ำเสมอแต่อย่างไรก็ตามสัตว์ SPF ยังมีความปลอดเชื้อน้อยกว่าสัตว์ Gnotobiotic หรือ Germfree สำหรับฝูงไก่ SPF ที่ผลิตไข่ไก่ฟักปลอดเชื้อเฉพาะ (SPF embryonated eggs) เพื่อผลิตและทดสอบคุณภาพวัคซีนสัตว์ ตามข้อกำหนดของ ASEAN กำหนดให้ต้องทดสอบการปราศจากการปนเปื้อนเชื้อก่อโรค โดยสุ่มตรวจ 5% ของฝูงเป็นประจำทุกเดือนและสุ่มตรวจ 50% ของฝูงในทุกๆ สามเดือน (ASEAN, 1998d) ซึ่งฝูงไก่ต้องปลอดจากเชื้อก่อโรคแสดงในตารางที่ 1

6. **Gnotobiotic animal** หรือ **Defined flora (DF) animal** เป็นสัตว์ทดลองที่เกือบปราศจากจุลินทรีย์ใดๆ ที่มีชีวิต เป็นสัตว์ทดลองที่ได้มาโดยการผ่าท้องแต่สัตว์จะได้รับเชื้อจุลินทรีย์เข้าสู่ร่างกายโดยความตั้งใจของผู้เลี้ยง 1-2 ชนิด จึงสามารถระบุได้ว่ามีเชื้อจุลินทรีย์ชนิดใดบ้างอยู่ในร่างกายซึ่งมักเป็นแบคทีเรียที่ไม่ก่อให้เกิดความเจ็บป่วยและช่วยแก้ปัญหาของระบบย่อยอาหาร สัตว์ทดลองชนิดนี้ต้องได้รับการเลี้ยง การดูแล การจัดการ และการขนส่งภายใต้ภาวะปลอดเชื้อเช่นกัน

7. **Germ free (Axenic) animal** หมายถึง สัตว์ทดลองที่ปลอดจากเชื้อแบคทีเรีย ไวรัส หรือจุลินทรีย์อื่นๆ ที่ได้มีการตรวจ การเลี้ยง การดูแล และการผสมพันธุ์สัตว์ทดลองประเภทนี้ต้องเลี้ยงในตู้ปลอดเชื้อ isolator สัตว์กลุ่มนี้จะคลอดลูกด้วยวิธีการผ่าท้อง อากาศ น้ำ อาหาร วัสดุรองนอนและวัสดุอุปกรณ์จะต้องปลอดจากเชื้อทุกชนิดก่อนนำเข้าใน isolator สัตว์ทดลองประเภทนี้มักมีปัญหาเกี่ยวกับการทำงานของระบบย่อยอาหารเนื่องจากไม่มีจุลชีพอาศัยอยู่ในลำไส้หรือทางเดินอาหาร

ตารางที่ 1 แสดงข้อกำหนดการปลอดจากเชื้อก่อโรคและวิธีทดสอบของฝูงไก่ Specific pathogen free (SPF) ที่ผลิตไข่ไก่ฟักปลอดเชื้อเฉพาะ (SPF embryonated eggs) สำหรับการผลิตและทดสอบคุณภาพวัคซีนสัตว์ ตามมาตรฐานการตรวจสอบวัคซีนสัตว์ของ ASEAN

Pathogen	Test
Mycoplasma gallisepticum	SA
Mycoplasma synoviae	SA
Salmonella pullorum	SA
Newcastle disease virus	HI
Infectious bronchitis virus	HI/ELISA/AGP
Infectious laryngotracheitis virus	SN/ELISA/AGP
Infectious bursal disease virus	SN/ELISA/AGP
Avian adenovirus group I	AGP/SN/FA
Avian adenovirus group II	AGP
EDS 76 virus	HI
Fowl pox virus	Clinical/AGP
Avian reovirus	SN/AGP/FA
Avian encephalomyelitis virus	FES/ELISA/AGP/SN
Marek's disease virus	AGP
Avian leucosis virus	PM/SN/ELISA
Reticuloendotheliosis virus	SN/FA/ELISA/AGP
Avian influenza agent	AGP
Other Salmonellas	Bacterial examination
Chicken anemia agent (CAA)	SN/IFA/ELISA
Avian nephaeitis virus	FA
Turkey rhinotracheitis virus	ELISA

หมายเหตุ : SA = Slide Agglutination, HI = Haemagglutination Inhibition,
AGP = Agar Gel Precipitin, ELISA = Enzyme Linked Immunosorbent Assay,
SN = Serum Neutralization, FA = Fluorescent Antibody,
FES = Flock Embryo Susceptibility, PM = Phenotype Mixing,
IFA = Immuno-Fluorescence Assay

ที่มา : (ASEAN, 1998d)

การจัดหาสัตว์ทดลอง

สัตว์ทดลองที่จะนำมาใช้ในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์หรืองานวิจัยต้องเป็นสัตว์ทดลองที่ได้มาอย่างถูกต้องตามกฎหมาย รู้แหล่งที่มาที่แน่นอน มาจากผู้ขายหรือผู้จัดส่งที่น่าเชื่อถือเพื่อให้ได้สัตว์ทดลองที่มีคุณภาพดี เช่น

- จากผู้ผลิตสัตว์ทดลองเพื่อจำหน่าย ได้แก่ ศูนย์สัตว์ทดลองแห่งชาติ มหาวิทยาลัยมหิดลที่ผลิตสัตว์ในกลุ่มสัตว์ฟันแทะหลายหลากสายพันธุ์เพื่อจำหน่ายหรือจากบริษัทเอกชนผู้ผลิตและนำเข้าสัตว์ทดลองกลุ่มฟันแทะและไข่ไก่ฟักปลอดเชื้อเฉพาะจากต่างประเทศ
- จากหน่วยงานราชการ ได้แก่ สำนักพัฒนาพันธุ์สัตว์ กรมปศุสัตว์ ที่ผลิตสัตว์พันธุ์ดีทั้งสัตว์ปีก สุกร โค และสำนักเทคโนโลยีชีวภัณฑ์สัตว์ กรมปศุสัตว์ที่ผลิตไข่ไก่ฟักปลอดเชื้อเฉพาะ
- จากฟาร์มเกษตรกรสำหรับสัตว์ทดลองจำพวกสุกร โค แพะ แกะ ซึ่งต้องมาจากฟาร์มที่น่าเชื่อถือมีประวัติการซื้อ-ขายเพื่อให้มั่นใจในคุณภาพของสัตว์ทดลองที่ได้รับ (FASS, 2010)

ในการจัดหาสัตว์ทดลองต้องมีการกำหนดรายละเอียดคุณลักษณะเฉพาะให้ชัดเจน เช่น ต้องมีสุขภาพดี ระบุจำนวนสัตว์ทดลองที่ต้องการ สายพันธุ์ เพศ อายุ ช่วงน้ำหนักที่ยอมรับได้และข้อกำหนดอื่นๆ ตามวัตถุประสงค์ของการใช้ เช่น สัตว์ทดลองที่ใช้สำหรับการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ต้องปลอดจากการติดเชื้อชนิดต่างๆ และไม่มีระดับภูมิคุ้มกัน (Antibody) ต่อเชื้อที่จะทำการทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์

การจัดหาสัตว์ทดลองในกลุ่มสัตว์ฟันแทะไม่ค่อยพบปัญหามากนักเมื่อเทียบกับสัตว์ทดลองในกลุ่มปศุสัตว์ เนื่องจากในประเทศไทยมีแหล่งผลิตสัตว์ทดลองกลุ่มนี้ที่มีคุณภาพได้มาตรฐานสากล เช่น ศูนย์สัตว์ทดลองแห่งชาติซึ่งได้รับการรับรองมาตรฐานสากลจาก the Association for Assessment and Accreditation of Laboratory Animal Care International (AAALAC) ด้านการจัดการการเลี้ยงสัตว์และการส่งเสริมสวัสดิภาพสัตว์ (ศูนย์สัตว์ทดลองแห่งชาติ, 2556) ส่วนสัตว์ทดลองในกลุ่มปศุสัตว์ เช่น สุกร โค แพะ แกะ ยังไม่มีแหล่งผลิตที่ได้มาตรฐานต้องจัดหาจากฟาร์มเกษตรกรซึ่งนอกจากต้องกำหนดรายละเอียดคุณลักษณะเฉพาะตามที่กล่าวข้างต้นแล้ว สัตว์ทดลองต้องมาจากฟาร์มที่ไม่อยู่ในเขตที่เสี่ยงต่อการเกิดโรคหรือเกิดการระบาด นอกจากนั้น Brooks และคณะ (1984) ยังมีข้อแนะนำในการเลือกสัตว์ทดลองกลุ่มปศุสัตว์เพิ่มเติม เช่น

- สุกร ควรได้มาจากฟาร์มแห่งเดียวกัน
- แกะ ควรหลีกเลี่ยงการจัดหาแกะที่ตั้งท้องเนื่องจากเป็นช่วงที่แกะไวต่อการตายด้วยความผิดปกติเกี่ยวกับการเผาผลาญ (Metabolic disorder) เช่น ภาวะแคลเซียมในเลือดต่ำ (Hypocalcemia) และโลหิตเป็นพิษจากการตั้งท้อง (Pregnancy toxemia)
- แพะ ควรเลือกแพะที่มีอายุไม่ต่ำกว่า 1 ปี เนื่องจากแพะอายุมากหรือน้อยเกินไปมักมีปัญหาด้านสุขภาพโดยแพะอายุมากๆ จะมีปัญหาโรคเรื้อรังและปัญหาจากปาราสิต ส่วนแพะอายุน้อยเกินไปมักมีปัญหาติดเชื้อในระบบทางเดินหายใจและระบบทางเดินอาหาร

- โค ควรเลือกโคที่หย่านมแล้ว ไม่ควรเลือกโคอายุมากเพราะมักจะเป็นโคที่ฟาร์มคัดทิ้งจากฝูงเนื่องจากปัญหาโรคเรื้อรัง

ส่วนสัตว์ทดลองประเภทสัตว์ปีก สามารถจัดหาได้ทั้งจากฟาร์มเกษตรกรที่น่าเชื่อถือ จากหน่วยงานราชการที่ผลิตพันธุ์สัตว์ จากบริษัทเอกชนผู้ผลิตและนำเข้า หรือจากการจัดหาไข่ฟักมาฟักเพาะเลี้ยงเอง

การขนส่งสัตว์ทดลอง

สิ่งสำคัญสำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองที่จะต้องปฏิบัติมี 2 ประเด็นใหญ่ๆ คือ สวัสดิภาพและสุขภาพของสัตว์และกฎหมายข้อบังคับต่างๆ

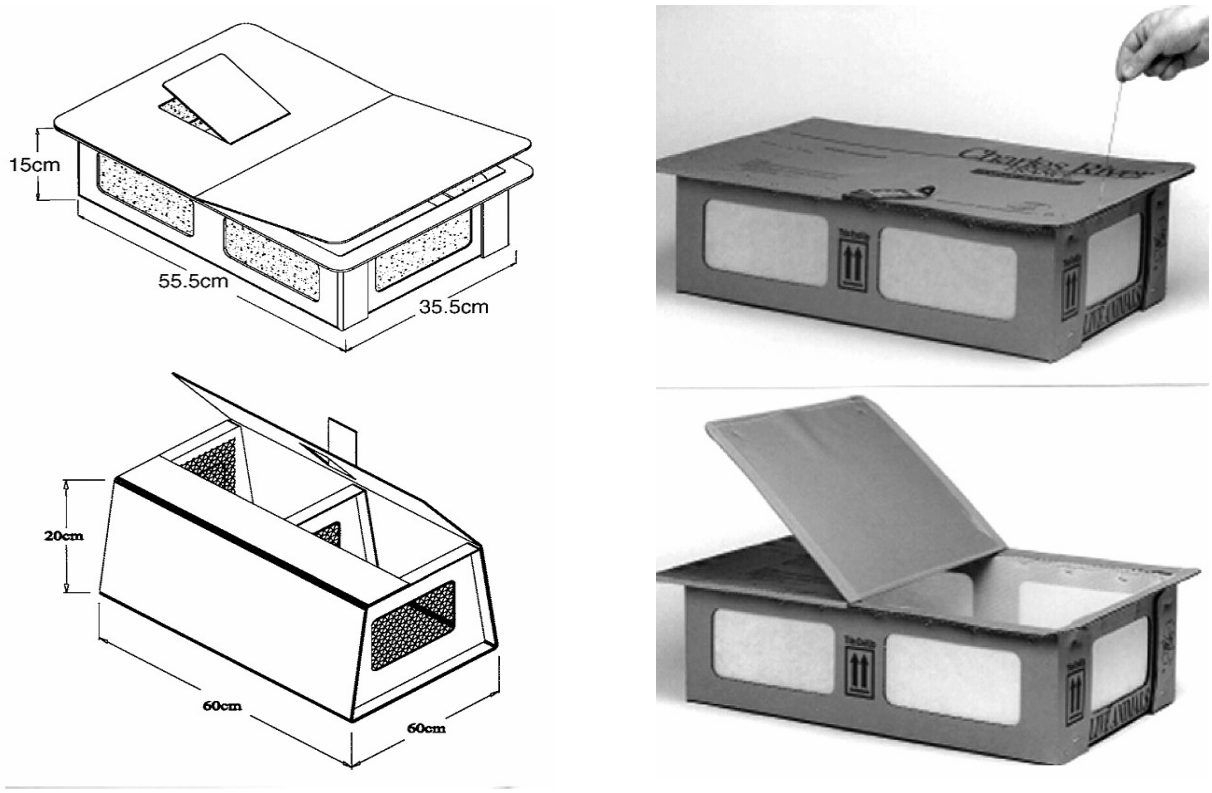
1. สวัสดิภาพและสุขภาพของสัตว์ทดลอง

การขนส่งสัตว์ทดลองต้องมีผลกระทบต่อสวัสดิภาพและสุขภาพของสัตว์น้อยที่สุด และให้สัตว์ได้รับความปลอดภัยมากที่สุด ควรมีการวางแผนการขนส่งสัตว์ทดลองเพื่อให้มั่นใจได้ว่าสัตว์จะปลอดภัยและมีความเป็นอยู่ที่ดี กระบวนการขนส่งมีระบบป้องกันการติดเชื้อที่เหมาะสม ปกป้องสัตว์และบุคลากรจากการบาดเจ็บต่อร่างกาย มีระบบป้องกันการเผชิญสภาพแวดล้อมที่รุนแรง ภาชนะบรรจุสัตว์หรือพาหนะขนส่งที่แข็งแรงมั่นคงป้องกันสัตว์หลบหนีได้ หลีกเลี่ยงการให้สัตว์อยู่อย่างแออัดมากเกินไป การให้สัตว์ได้อยู่ตามความจำเป็นทางกายภาพ ทางสรีระหรือพฤติกรรมและอยู่อย่างสบาย มีพื้นที่ให้สัตว์เคลื่อนไหวได้ตามที่กำหนดไว้ในมาตรฐานสากล ตัวอย่างข้อกำหนดพื้นที่สำหรับการขนส่งสัตว์แสดงดังตารางที่ 2 และ 3 การขนส่งสัตว์ทดลองโดยยานพาหนะส่วนตัวเป็นสิ่งที่ไม่ควรกระทำเพราะมีความเสี่ยงด้านชีวนิรภัย ความปลอดภัย สุขภาพและความเชื่อมั่นของสัตว์ บุคลากรและหน่วยงาน (NRC, 2011)

สัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ฟันแทะ สำหรับสัตว์กลุ่มนี้การขนส่งต้องถูกบรรจุอยู่ในกล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์มีอาหารและน้ำอยู่ภายในเพื่อให้การขนส่งมีการปนเปื้อนให้น้อยที่สุด กล่องที่ใช้มักเป็นแบบใช้แล้วทิ้ง มีความแข็งแรง รวมทั้งมีช่องระบายอากาศที่ถูกป้องกันด้วยแผ่นกรองเพื่อให้มั่นใจว่าจะไม่เกิดการปนเปื้อนเชื้อระหว่างการขนส่ง ตัวอย่างของกล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ฟันแทะแสดงดังรูปที่ 1

การขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ปีกควรขนส่งโดยบรรจุสัตว์ลงในภาชนะหรือกรงขนส่งเช่นเดียวกับสัตว์ฟันแทะ สัตว์ปีกที่ขนส่งส่วนใหญ่จะอายุน้อยตั้งแต่อายุ 1 วันไปจนถึง 2 สัปดาห์ การขนส่งถ้าไม่มีรถควบคุมอุณหภูมิควรหลีกเลี่ยงการขนส่งในช่วงอากาศร้อนจัดระหว่างวัน คือ เวลา 10.00 – 15.00 น. (อรวรรณ, 2547) สัตว์ปีกช่วงอายุดังกล่าวเป็นระยะที่ต้องดูแลเป็นพิเศษ สัตว์มักจะเครียดจากการเดินทาง ร้อนและขาดน้ำ สัตว์ปีกเหล่านี้จะอยู่ในสภาพอ่อนเพลียและไวต่อการติดเชื้อต่างๆ ได้ง่าย ลูกสัตว์ปีกที่ขาดน้ำอัตราการตายจะสูงกว่าปกติ ดังนั้นเมื่อสัตว์มาถึงควรรีบนำเข้าไปในพื้นที่สำหรับกกที่เตรียมไว้พร้อมแล้วและมีน้ำสะอาดให้สัตว์กินทันที (จิโรจ, 2544)

นอกจากนี้จำนวนสัตว์ที่บรรจุต่อกรงต้องไม่แออัดมากเกินไป การจับและเคลื่อนย้ายสัตว์ปีกต้องทำด้วยความนุ่มนวล ระมัดระวัง เนื่องจากสัตว์ปีกมีโครงสร้างกระดูกที่ไม่แข็งแรงนักเกิดการบาดเจ็บจากการจับและเคลื่อนย้ายได้ง่าย (Sirois, 2005a)



รูปที่ 1 แสดงตัวอย่างของกล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ฟันแทะ

ส่วนการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มปศุสัตว์ เช่น สุกร โค แพะ แกะ พาหนะหรือรถที่ใช้ขนส่งต้องมีการระบายอากาศที่ดี มีการติดตั้งสิ่งบังแสงแดดและฝนเพื่อลดความเครียดและภาวะขาดอากาศหายใจขณะขนส่งโดยเฉพาะช่วงที่อากาศร้อน สุกรเป็นสัตว์ที่เครียดได้ง่ายเมื่ออยู่ในที่ที่อากาศร้อนมากเกินไป มีการระบายอากาศไม่ดีและความชื้นสูง (FAO, 2001) การขนส่งที่มีระยะทางไกลมีผลกระทบต่อการเจริญเติบโตและพฤติกรรมของสุกร (Mount and Ingram, 1971) ควรงดการให้อาหารสุกรอย่างน้อย 12-24 ชั่วโมงก่อนการขนส่งและหลีกเลี่ยงการขนส่งที่แออัดเกินไปจะช่วยลดการเกิดความเครียดจากการขนส่งสุกรลงได้ (Holtz, 1987) นอกจากสุกรที่เครียดได้ง่ายจากอากาศร้อนแล้ว แกะก็เป็นสัตว์ที่เครียดได้ง่ายจากอากาศร้อนและแออัดเช่นกันซึ่งเป็นผลจากการมีขนที่หนาและเป็นสัตว์ที่ตื่นตกใจง่าย (Sirois, 2005a) พื้นของรถที่ใช้บรรทุกขนส่งสัตว์ก็เป็นสิ่งสำคัญที่ควรระวังเพื่อป้องกันการบาดเจ็บของสัตว์ขณะขนส่ง พื้นของรถต้องเป็นแบบไม่ลื่น มีความแข็งแรง ไม่มีรอยแตกหัก หรือเป็นรู หรือช่องซึ่งอาจเป็นอันตรายกับขาของสัตว์ได้ ดังแสดงในรูปที่ 2

ความสูงของกระบะของรถที่ใช้ขนส่งก็ต้องมีความสูงเพียงพอที่จะป้องกันไม่ให้สัตว์กระโดดหนีออกจากรถขนส่งได้ นอกจากนั้นสิ่งสำคัญที่ต้องระวัง คือ ช่วงเวลาขณะต้อนสัตว์ขึ้นและลงจากรถขนส่งโดยเฉพาะสัตว์ที่มีเขาอาจก่อให้เกิดการบาดเจ็บของสัตว์และผู้ปฏิบัติงานได้จากการตื่นตกใจและการชนกันของสัตว์ ควรใช้ทางลาด (Ramp) ที่พื้นเป็นแบบไม่ลื่นวางพาดสำหรับการเคลื่อนย้ายสัตว์ขึ้นและลงจากรถขนส่ง (Ewbank, 1987)

<u>รูปที่ 2</u> แสดงลักษณะพื้นรถขนส่งสัตว์ที่ไม่เหมาะสม พื้นเป็นรูหรือช่องทำให้ขาสัตว์ติด เกิดบาดแผลและบาดเจ็บขณะขนส่ง

การทำความสะอาดและการพ่นหรือล้างด้วยน้ำยาฆ่าเชื้อรถหรือพาหนะที่ใช้ขนส่งสัตว์ รวมไปถึงกล่องหรือกรงที่ใช้บรรจุสัตว์ (กรณีที่ไม่เป็นแบบใช้ครั้งเดียว) เป็นสิ่งสำคัญที่ต้องดำเนินการก่อนและหลังการขนส่งสัตว์ทดลองเพื่อลดการติดและแพร่กระจายเชื้อโรคจากการขนส่งสัตว์ทุกชนิด

2. กฎหมายข้อบังคับต่างๆ

การขนส่งสัตว์ทดลองทั้งทางบก ทางน้ำ หรือทางอากาศต้องปฏิบัติตามกฎหมายหรือข้อกำหนดต่างๆ ให้ถูกต้อง ซึ่งในประเทศไทยมีพระราชบัญญัติโรคระบาดสัตว์ พ.ศ.2499 และแก้ไขเพิ่มเติม (ฉบับที่ 2) พ.ศ.2542 เป็นกฎหมายที่ควบคุมการเคลื่อนย้ายสัตว์และซากสัตว์ภายในราชอาณาจักรและระหว่างประเทศ นอกจากนี้ยังมีข้อกำหนดเกี่ยวกับการขนส่งภายในและต่างประเทศ รวมไปถึงกฎข้อบังคับสำหรับการขนส่งสัตว์มีชีวิตของสมาคมการขนส่งทางอากาศระหว่างประเทศ (International Air Transport Association) ที่เป็นข้อกำหนดสากลเพื่อให้การขนส่งสัตว์ทางอากาศปลอดภัยและถูกต้องตามหลักมนุษยธรรม (IATA, 2009)

ตารางที่ 2 แสดงข้อกำหนดพื้นที่กล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์ (พื้นที่เป็นตารางเซนติเมตร : cm^2 ต่อสัตว์ 1 ตัว) สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ฟันแทะ

ชนิด/น้ำหนัก (กรัม)	พื้นที่ (cm^2) ต่อสัตว์ 1 ตัว (สำหรับการขนส่งที่ไม่มีระบบควบคุมอุณหภูมิ)	พื้นที่ (cm^2) ต่อสัตว์ 1 ตัว (สำหรับการขนส่งที่มีระบบควบคุมอุณหภูมิ)
สำหรับกล่องที่มีแผ่นกรองอากาศ		
หนูแรท	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.
< 50	120	96
51 – 75	160	128
76 – 100	200	160
101 – 125	240	192
126 – 150	280	224
151 – 175	360	288
176 – 200	360	288
201 – 225	420	336
226 – 250	500	400
> 251	600	480
หนูไมซ์	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 10 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 10 ซม.
10 – 20	120	96
21 – 25	150	120
26 – 30	150	120
> 31	180	144
แฮมสเตอร์	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.
30 – 60	120	96
61 – 90	160	128
91 – 120	200	160
> 121	240	192

ตารางที่ 2 แสดงข้อกำหนดพื้นที่กล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์ (พื้นที่เป็นตารางเซนติเมตร : cm^2 ต่อสัตว์ 1 ตัว) สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ฟันแทะ (ต่อ)

ชนิด/น้ำหนัก (กรัม)	**พื้นที่ (cm^2) ต่อสัตว์ 1 ตัว (สำหรับการขนส่งที่ไม่มีระบบควบคุมอุณหภูมิ)**	**พื้นที่ (cm^2) ต่อสัตว์ 1 ตัว (สำหรับการขนส่งที่มีระบบควบคุมอุณหภูมิ)**
หนูตะเภา	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.
100 – 150	330	264
151 – 250	400	320
251 – 350	440	352
351 – 450	480	384
451 – 550	520	416
> 551	560	448
กระต่าย	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 20 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 20 ซม.
600 – 1000	1000	800
> 1001	2000	1600
สำหรับกล่องที่ไม่มีแผ่นกรองอากาศ		
หนูแรท	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.
< 50	60	48
51 – 75	80	64
76 – 100	100	80
101 – 125	120	96
126 – 150	140	112
151 – 175	180	144
176 – 200	180	144
201 – 225	220	176
226 – 250	253	203
> 251	300	240

ตารางที่ 2 แสดงข้อกำหนดพื้นที่กล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์ (พื้นที่เป็นตารางเซนติเมตร : cm^2 ต่อสัตว์ 1 ตัว) สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ฟันแทะ (ต่อ)

ชนิด/น้ำหนัก (กรัม)	พื้นที่ (cm^2) ต่อสัตว์ 1 ตัว (สำหรับการขนส่งที่ไม่มีระบบควบคุมอุณหภูมิ)	พื้นที่ (cm^2) ต่อสัตว์ 1 ตัว (สำหรับการขนส่งที่มีระบบควบคุมอุณหภูมิ)
หนูไมซ์	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 10 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 10 ซม.
10 – 20	60	48
21 – 25	75	60
26 – 30	75	60
> 31	90	72
แฮมสเตอร์	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.
30 – 60	60	48
61 – 90	80	64
91 – 120	100	80
> 121	120	96
หนูตะเภา	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 15 ซม.
100 – 150	165	132
151 – 250	200	160
251 – 350	220	176
351 – 450	240	192
451 – 550	260	208
> 551	280	224
กระต่าย	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 20 ซม.	ความสูงของกล่องอย่างน้อย 20 ซม.
600 – 1000	500	400
1001 – 2500	762	610
> 2501	1000	800

ที่มา : (Swallow et al., 2005)

ตารางที่ 3 แสดงข้อกำหนดพื้นที่ที่เหมาะสมของยานพาหนะ (พื้นที่เป็นตารางเมตร : m^2 ต่อสัตว์ 1 ตัว)
สำหรับการขนส่งสัตว์ทดลองกลุ่มปศุสัตว์

ชนิดสัตว์	พื้นที่ (m^2) ต่อสัตว์ 1 ตัว
โค	
โตเต็มวัย	1.0 – 1.4
ลูกโค	0.3
สุกร	
สุกรขุน	0.3
พ่อ/แม่พันธุ์สุกร	0.8
แพะ / แกะ	
โตเต็มวัย	0.4

ที่มา : (FAO, 2001)

การกักกันโรคสัตว์ และการให้สัตว์ทดลองปรับตัว

สัตว์ทดลองที่รับเข้ามาใหม่ต้องได้รับการกักกันโรคสัตว์และมีช่วงเวลาให้สัตว์ทดลองปรับตัวเข้ากับสภาพแวดล้อมใหม่ ซึ่งต้องจัดให้มีพื้นที่เฉพาะสำหรับการกักกันโรคแยกจากสัตว์ที่มีอยู่แล้ว การกักกันโรคสัตว์อย่างมีประสิทธิภาพจะเป็นการลดโอกาสการนำเชื้อโรคเข้าไปสู่ฝูงสัตว์หรืออาคารคอกเลี้ยงสัตว์ให้น้อยที่สุด ช่วงเวลาในการกักกันโรคสัตว์ต้องยาวนานเพียงพอสำหรับการสังเกตอาการป่วยของสัตว์และรอผลจากการตรวจโรคหรือระดับภูมิคุ้มกันจากห้องปฏิบัติการ

สัตว์ทดลองที่รับเข้ามาใหม่โดยเฉพาะสัตว์ทดลองในกลุ่มปศุสัตว์ซึ่งมีแหล่งที่มาจากฟาร์มเกษตรกรต้องมีการตรวจร่างกายสัตว์ทดลองที่ได้รับ โดยเจาะเลือดเพื่อตรวจวัดระดับภูมิคุ้มกันหรือทดสอบการติดเชื้อ เก็บตัวอย่างอุจจาระหรือตัวอย่างอื่นๆ ที่จำเป็นในการตรวจทางห้องปฏิบัติการ ควรได้รับการถ่ายพยาธิ หากได้รับบาดเจ็บจากการขนส่งต้องทำการรักษาก่อน ทำเครื่องหมายประจำตัวสัตว์ซึ่งการทำเครื่องหมายควรใช้วิธีการทำร่วมกันอย่างน้อย 2 วิธี เพื่อป้องกันความผิดพลาดในการบ่งชี้ตัวสัตว์ที่อาจเกิดขึ้นได้ เช่น เบอร์หรือสีที่ใช้แต้มหลุด เป็นต้น ทำบันทึกประวัติสัตว์ทดลอง ชั่งน้ำหนักสัตว์ทดลองตั้งแต่แรกรับ

สำหรับการตรวจร่างกายสัตว์โดยการสังเกตและตรวจความผิดปกติภายนอกควรทำทันทีตั้งแต่สัตว์ทดลองมาถึง สัตว์ที่มีสุขภาพดีจะตื่นตัว เคลื่อนไหวว่องไว อยากรู้อยากเห็น ผิวหนังและขนควรจะสะอาด ปราศจากสะเก็ดหรือผิวหนังมีตุ่มผุพอง ขนไม่ร่วง สัตว์ไม่แสดงอาการคันอย่างผิดปกติซึ่งความผิดปกติต่างๆ

เหล่านี้บ่งบอกถึงสภาพการขาดอาหารหรือโรคพยาธิทั้งภายในและภายนอก รูปร่างลักษณะของสัตว์ที่รับควรสมส่วน มองเห็นกล้ามเนื้อและไขมันใต้ผิวหนังได้อย่างเหมาะสม ไม่อ้วนหรือผอมเกินไป สัตว์มีการเคลื่อนไหวตามปกติ ยืนได้อย่างมั่นคงบนขาทั้งสี่ข้าง ไม่แสดงอาการขากะเผลกหรือพิการ สัตว์ทดลองต้องไม่แสดงอาการหายใจลำบากหรือไอ ตาของสัตว์ควรสดใสและเป็นประกาย สัตว์ทดลองที่มีความผิดปกติทางโครงสร้างของร่างกายหรืออาการผิดปกติจากการเจ็บป่วยติดเชื้อ เช่น หายใจลำบาก แสดงอาการยืดคอและหอบหลังการให้ออกกำลังเพียงเล็กน้อย มีสารคัดหลั่งที่ผิดปกติจากตาและจมูก มีปัญหาเกี่ยวกับผิวหนังและขน ขากะเผลกหรือพิการ ท้องเสียหรือซูบผอมจากการขาดอาหาร หากตรวจพบความผิดปกติต่างๆ เหล่านี้ต้องส่งสัตว์ทดลองที่ผิดปกติกลับทันที ไม่ควรรับไว้เพื่อใช้ในการทดสอบหรือวิจัย

นอกจากสิ่งที่ควรปฏิบัติในการรับสัตว์ทดลองที่เข้ามาใหม่ตามที่กล่าวมาแล้ว สัตว์ทดลองแต่ละชนิดจะมีสิ่งที่ควรพิจารณาแตกต่างกันไป เช่น การรับสัตว์ทดลองกลุ่มฟันแทะนอกจากต้องตรวจสภาพร่างกายสัตว์แล้ว สิ่งที่ต้องระวังอีกอย่าง คือ สภาพของกล่องหรือภาชนะบรรจุสัตว์ว่ามีการฉีกขาดหรือไม่ซึ่งมีผลต่อการติดเชื้อของสัตว์ทดลองระหว่างขนส่งได้ (Conour et al., 2006) ในลูกสุกรมักจะมีปัญหาภาวะขาดธาตุเหล็ก ถ้ามีการรับสุกรที่อายุน้อยเข้ามาควรฉีดธาตุเหล็กเสริมให้กับสัตว์ทดลองด้วย ในการตรวจร่างกายแพะและแกะควรคลำต่อมน้ำเหลืองที่อยู่ในชั้นใต้ผิวหนัง เช่น ต่อมน้ำเหลือง mandibular, prescapular, prefemoral และ supramammary เพื่อตรวจการเป็นฝีที่มักเกิดจากการติดเชื้อ *Corynebacterium* ซึ่งถ้าตรวจพบให้ส่งกลับไม่ควรรับไว้ นอกจากนี้สัตว์พวกแพะและแกะสามารถประมาณอายุสัตว์จากการตรวจฟันหน้า (Incisor teeth) ได้ แพะ แกะที่ไม่มีฟันหน้าแสดงว่าเป็นสัตว์อายุมากแล้วไม่เหมาะที่จะรับมาเป็นสัตว์ทดลองสำหรับการทดสอบหรือวิจัย การตรวจพบตาอักเสบหรือตาแดงในโค (Infectious keratoconjunctivitis) พบได้เป็นปกติในโคที่ถูกเลี้ยงปล่อยจึงไม่จำเป็นต้องส่งกลับแต่ต้องแยกโคตัวที่ป่วยและทำการรักษา การรับสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์เคี้ยวเอื้องควรจัดหาหญ้าแห้งหรือฟางคุณภาพดีให้สัตว์ได้กินเต็มที่ ไม่ควรให้อาหารข้นกับสัตว์ในช่วง 48 ชั่วโมงแรกที่มาถึง ถ้าอาหารที่ใช้เลี้ยงในระหว่างการทดสอบเป็นอาหารข้นหรืออาหารเม็ดการเปลี่ยนอาหารที่ให้สัตว์กินจากอาหารหยาบมาเป็นอาหารข้นไม่ควรเปลี่ยนทันทีต้องเปลี่ยนอย่างช้าๆ ค่อยเป็นค่อยไปเพื่อให้สัตว์ได้ปรับตัว (Brooks et al., 1984) สำหรับสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ปีกการรับสัตว์ที่มีอายุน้อย ในช่วง 1 วันจนถึง 3 สัปดาห์ต้องเตรียมอุปกรณ์สำหรับกกสัตว์ไว้ด้วยโดยต้องตั้งอุณหภูมิ ความชื้นและพื้นที่ให้พอเหมาะ ให้สัตว์ไม่อยู่กันแบบแออัดจนเกินไป อุณหภูมิที่เหมาะสำหรับกกลูกสัตว์ปีกอายุ 1 วันอยู่ในช่วง 90 – 95 องศาฟาเรนไฮต์ และค่อยๆ ลดลงมาเป็น 75 – 80 องศาฟาเรนไฮต์ ในสัปดาห์ที่ 3 โดยมีความชื้นสัมพัทธ์ที่ 30 – 40% (Bryant, 1984)

สำหรับสัตว์ทดลองที่รับเข้าใหม่นั้นนอกจากต้องกักกันโรคแล้วยังต้องมีช่วงเวลาในการให้สัตว์ทดลองได้ปรับตัว ปรับสภาพเข้ากับสภาพแวดล้อมใหม่ ก่อนที่จะนำสัตว์ทดลองเหล่านั้นไปใช้ซึ่งสัตว์ทดลองต้องปรับสภาพทั้งทางด้านกายภาพที่มีการเปลี่ยนแปลงไปซึ่งเป็นผลมาจากความเครียดจากการขนส่งโดยเฉพาะการขนส่งที่

ใช้เวลานาน (Obernier and Baldwin, 2006) ต้องการช่วงเวลาในการปรับพฤติกรรมและปรับด้านโภชนาการให้เข้ากับสภาพการเลี้ยง โรงเรือน สภาพแวดล้อมหรือการจัดการใหม่ๆ ซึ่งความยาวนานของระยะเวลาในการปรับตัวของสัตว์ทดลองแต่ละชนิดนั้นจะต่างกันไปขึ้นอยู่กับวิธีและระยะเวลาการขนส่งสัตว์และสุขภาพของสัตว์ทดลอง การบันทึกน้ำหนักสัตว์ทดลอง การบันทึกปริมาณน้ำและอาหารที่สัตว์กินระหว่างช่วงกักกันโรคและช่วงที่ให้สัตว์ปรับตัวนั้นเป็นวิธีที่สามารถบ่งบอกสุขภาพสัตว์ได้ว่าสัตว์ทดลองสามารถปรับตัวเข้ากับสภาพแวดล้อมและการจัดการใหม่ได้มากน้อยเพียงใด

การทำเครื่องหมายสัตว์

การทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองที่ใช้ในการทดสอบนั้นเป็นปัจจัยสำคัญในการทดสอบ เพื่อแยกแบ่งสัตว์ทดลองให้เป็นกลุ่ม เป็นชุด หรือแยกรายตัวตามข้อกำหนดวิธีการทดสอบ ซึ่งการทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองนั้นจำเป็นต้องหาวิธีที่เหมาะสมกับชนิดของสัตว์ต่างๆ กัน ควรปฏิบัติได้ง่ายๆ รวดเร็วและต้องไม่เป็นอันตรายต่อสัตว์ทดลองด้วย หากเป็นไปได้ควรเลือกใช้วิธีเดียวที่ให้ผลดีในการทำเครื่องหมายกับสัตว์ทดลองนั้นๆ วิธีการทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองที่ใช้ในการทดสอบ การวิจัยมีหลายวิธี ได้แก่

1. **การติดป้าย (Cards)**

ความสำคัญของป้ายที่ติดไว้ที่กรงเป็นส่วนหนึ่งของการเก็บบันทึกและการแสดงความเหมือนกันที่มีความสำคัญที่ไม่อาจมองข้าม ป้ายจะต้องมีรายละเอียดข้อมูลของสัตว์ทดลองให้ครบถ้วน เช่น ชนิด สายพันธุ์ เพศ อายุ เป็นต้น รวมไปถึงชื่อการทดสอบหรือหัวข้องานวิจัยและชื่อผู้รับผิดชอบงานนั้นๆ

2. **เครื่องหมายตามธรรมชาติ (Natural markings)**

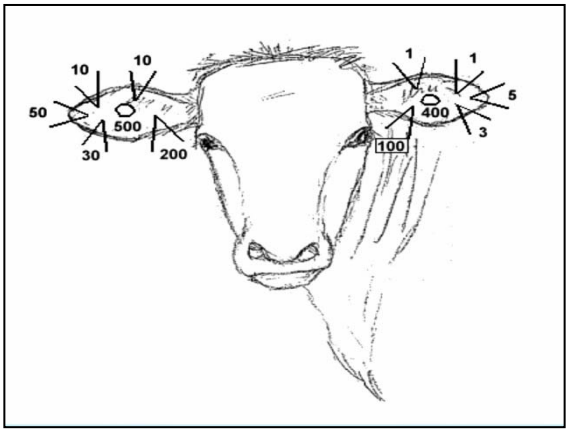
เครื่องหมายตามธรรมชาติของสัตว์ดูได้จากสีของสัตว์แต่ละตัว เพศ ความหยาบ ละเอียดและความยาวของขน วิธีนี้อาจเป็นประโยชน์เมื่อมีการใช้สัตว์เพียงกลุ่มละไม่กี่ตัว ไม่แนะนำให้ใช้กับสัตว์กลุ่มใหญ่ๆ ควรวาดรูปสัตว์แต่ละตัวในสมุดแล้วระบายสีหรือใส่อักษรให้ตรงกัน การใช้วิธีนี้ต้องจัดระบบให้ดี มีตัวเลข มีสมุดประจำตัวหรือสมุดแยกประเภทซึ่งมีข้อมูลที่จำเป็นของสัตว์แต่ละตัวนอกเหนือไปจากป้ายที่ติดที่กรงหรือคอก

3. **การแต้มสีหรือย้อมสี (Stains หรือ dyes)**

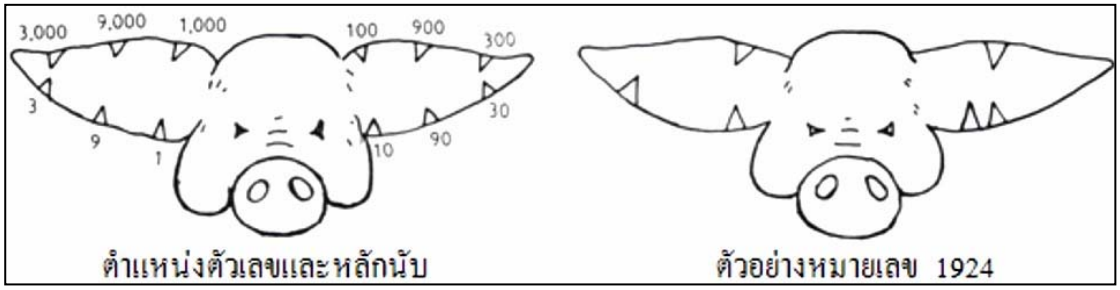
การแต้มหรือย้อมสีควรเลือกใช้สำหรับการทดสอบหรือทดลองที่มีระยะเวลาสั้น ควรใช้สีให้ตรงกับการทดสอบและไม่กระทบกระเทือนต่อสัตว์ การแต้มสีควรทาให้หนาในพื้นที่เล็กๆ ดีกว่าทาบางๆ เป็นเนื้อที่กว้างๆ สีที่ใช้สำหรับทำเครื่องหมายสัตว์โดยเฉพาะมีขายในท้องตลาดและให้ผลทนทานดี สีที่ใช้กันมากได้แก่ สีเหลือง (Saturated picric acid หรือ Chrysoidine) สีแดง (Fuschin หรือ Basic carbol) สีม่วง (Methyl violet, Gentian violet) สีน้ำเงิน (Trypan blue) สีเขียว (Brilliant green หรือ Ethyl green)

4. การเจาะรูและขลิบ (หูและนิ้วเท้า) (Punches and notched ; ear and toe)

การเจาะรูและขลิบหูใช้กับสัตว์ใหญ่ ซึ่งก่อนทำเครื่องหมายสัตว์โดยวิธีนี้ต้องมีการกำหนดรหัสและตำแหน่งของการเจาะและขลิบหู และมีผังหรือรูปแสดงการอ่านเบอร์ตามตำแหน่งที่ทำเครื่องหมาย (ตัวอย่างการเจาะรูและขลิบเบอร์หูโคและสุกร แสดงดังรูปที่ 3 และ 4 ตามลำดับ) วิธีนี้มีข้อเสีย คือ อ่านเบอร์ยากถ้าผู้อ่านไม่เข้าใจรหัสหรือระบบการเจาะหรือขลิบ หรือหากเจาะหรือขลิบตำแหน่งที่ใกล้เคียงกันทำให้อ่านเบอร์ผิดได้อีกทั้งการมองระยะไกลอ่านเบอร์ได้ยาก



รูปที่ 3 แสดงการเจาะและขลิบเบอร์หูในโค (Anuratli, 2010)



รูปที่ 4 แสดงการเจาะและขลิบเบอร์หูสุกร (สมชาย, 2549)

ส่วนการทำเครื่องหมายโดยการเจาะที่นิ้วเท้า (ตัดนิ้วเท้า) ทำในสัตว์ฟันแทะขนาดเล็ก เช่น หนูเมาส์แรกเกิดจนถึง 7 วันแต่ควรเลือกใช้วิธีนี้เฉพาะเมื่อไม่มีการทำเครื่องหมายประจำตัวสัตว์วิธีอื่นที่เหมาะสมแล้ว (Castelhano-Carlos et al., 2010) และการเจาะรูที่พังผืดเท้า เป็นการทำเครื่องหมายในสัตว์ทดลองพวกครึ่งบกครึ่งน้ำและสัตว์ปีก เช่น นก เป็ด ไก่ เป็นต้น

5. การติดเครื่องหมายที่หู (Ear-marking studs)

ป้ายหรือเครื่องหมายที่ใช้เป็นชนิดที่ติดกับหูโดยเจาะรูทะลุใบหูแล้วใช้หมุดยึดไว้เพื่อกันไม่ให้ฉีกขาดหลุดหาย ส่วนมากทำมาจากอลูมิเนียมหรือพลาสติกแล้วลงเบอร์หมายเลขหรืออักษรตามรหัสที่ตั้งไว้

6. การสัก (Tattooing)

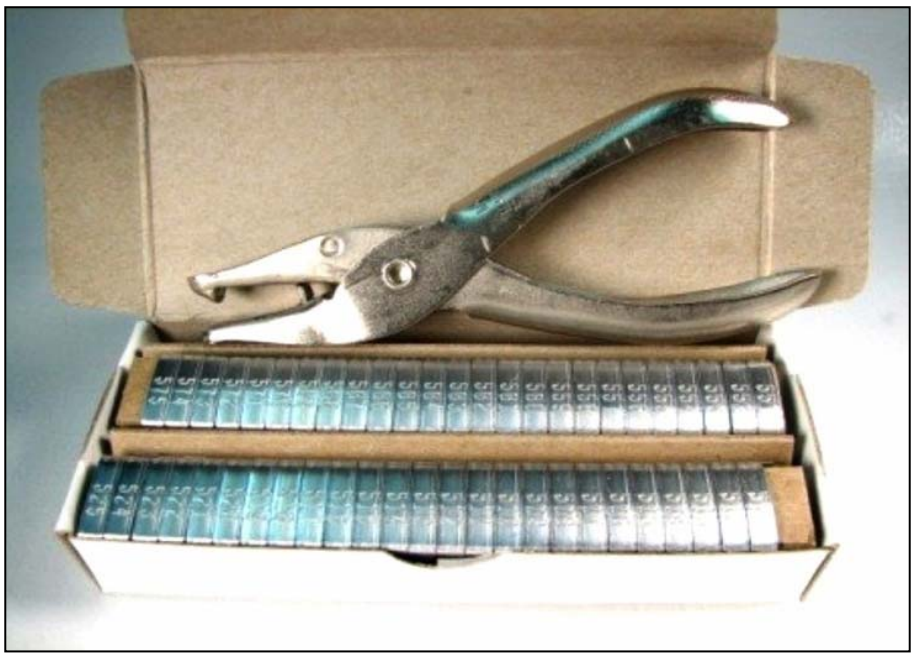
โดยทั่วไปมี 2 แบบ คือ ใช้คีมที่มีตัวอักษรหรือหมายเลขที่เปลี่ยนได้ และใช้เครื่องสักไฟฟ้า การทำเครื่องหมายจะสักโดยใช้หมึกสีดำหรือแดงบนหนังที่มีสีขาว ใช้หมึกสีเหลืองหรือสีขาวบนหนังที่มีสี การสักควรด้วยความระมัดระวังและปราศจากเชื้อโรค นิยมสักบริเวณผิวด้านในของหู

7. การติดแถบที่ปีกและขา (Wing and legs bands)

แถบติดปีกเป็นแบบปรับได้และควรติดให้ชิดกับตัวและไม่ควรติดให้เกะกะการเคลื่อนไหวของสัตว์แถบนี้สามารถติดหมายเลขหรือตัวอักษรได้ตามรหัสที่ตั้งไว้ ส่วนแถบที่ติดขามี 2 ชนิดที่ใช้อยู่ทั่วๆ ไป ชนิดแรกเป็นแถบพลาสติกมีสีและมีขนาดต่างๆ ให้เลือกใช้ อีกชนิดหนึ่งทำด้วยโลหะเบา ปรับได้แล้วใช้หมายเลขหรือตัวอักษรตามรหัสที่ต้องการ การทำเครื่องหมายสัตว์แบบนี้ต้องหมั่นตรวจดูแถบเครื่องหมายบ่อยๆ เพื่อให้แน่ใจว่าแถบเครื่องหมายยังติดแน่นหนาไม่หลุดออกจากตัวสัตว์แต่ก็ต้องไม่แน่นจนเกินไปเพื่อความสบายของสัตว์

8. การติดที่หนีบปีก (Wing clips)

ที่หนีบปีกที่มีจำหน่ายในท้องตลาดมี 2 ชนิด ชนิดแรกเป็นเหมือนเข็มซ่อนปลาย และอีกชนิดหนึ่งเป็นแบบติดแล้วเอาออกไม่ได้ เรียกว่า “Ketchum tags” (รูปที่ 5) ซึ่งเป็นแถบโลหะบางๆ หรือแผ่นโลหะเบา (อลูมิเนียม) พับเป็น 2 ทบ ด้านหนึ่งแหลมอีกด้านหนึ่งมีรูสำหรับให้ด้านแหลมกลัดแถบชนิดนี้ต้องใช้คีมพิเศษหนีบจึงจะกลัดเข้าได้ นอกจากใช้กับสัตว์ทดลองประเภทสัตว์ปีกแล้ว ยังใช้ได้กับกระต่ายและหนูตะเภา โดยกลัดให้ชิดกับศีรษะ นอกจากนั้นยังมีขนาดใหญ่ใช้สำหรับสัตว์ใหญ่อีกด้วย



รูปที่ 5 แสดงที่หนีบปีก ชนิด Ketchum tags

9. การใช้ปลอกคอ แถบคอและโซ่ (Collars, neck bands and chains)

ปลอกคอทำด้วยหนังเสริมให้แข็งแรงด้วยพลาสติกและโลหะ ปลอกคอนั้นไม่ว่าจะใช้ชนิดใดมักจะมีป้ายหรือแผ่นกลมติดอยู่เสมอทำด้วยโลหะหรือพลาสติกซึ่งสามารถใส่หมายเลขหรือตัวอักษรได้ตามต้องการ การสลักหมายเลขหรือตัวอักษรลงบนปลอกคอด้วยจะช่วยตัดปัญหาเรื่องป้ายที่ติดอยู่หลุดขาดหายไป

แถบคอทำด้วยพลาสติกพิเศษ มีลักษณะใสและเป็นซองสำหรับใส่กระดาษที่พิมพ์ตัวอักษรหรือหมายเลขด้วยหมึกชนิดทนน้ำ

โซ่ ทำด้วยโลหะมีแผ่นป้ายหรือแผ่นกลมติดอยู่ซึ่งสามารถใส่หมายเลขหรือตัวอักษรได้ตามต้องการ

การทำเครื่องหมายสัตว์วิธีเหล่านี้ควรสวมตัวสัตว์ให้พอดี ไม่คับหรือหลวมเกินไป แผ่นป้ายชื่อหรือเบอร์สัตว์ควรมีขนาดใหญ่กว่ารูของพื้นกรงเพื่อกันไม่ให้หลุดเข้าไปติดในรูพื้นกรงได้

10. การตะไบให้เป็นรอย (Filing)

การทำเครื่องหมายสัตว์วิธีนี้ใช้เฉพาะการทำเครื่องหมายบนกระดองเต่า

11. การโกนขนออก (Shaving)

การทำเครื่องหมายโดยการโกนขนสัตว์บางบริเวณออกวิธีนี้เหมาะสำหรับการทดสอบหรือทดลองที่มีสัตว์จำนวนน้อยๆ และใช้ระยะเวลาสั้น จึงไม่เป็นที่นิยมมากนัก

12. การทาสีโดยใช้สีทนน้ำ epoxy (Painting by epoxy-water proof)

การทำเครื่องหมายสัตว์วิธีนี้ใช้เฉพาะการทำเครื่องหมายบนกระดองเต่า

13. การใช้ลูกปัด (Beads)

การทำเครื่องหมายสัตว์วิธีนี้ใช้เฉพาะกับกบ โดยร้อยลูกปัดสีต่างๆ เย็บติดกับผิวหนังด้วยด้ายไนลอน

14. การทาบด้วยความร้อนหรือความเย็น (Branding)

โดยการใช้เหล็กทาบที่มีขนาดและรูปร่างต่างๆ กันมีตัวอักษรหรือหมายเลขตามต้องการ การทาบด้วยความร้อนหรือความเย็นเหมาะกับสัตว์ใหญ่ เช่น ม้า วัว ควาย เหล็กทาบทำให้ร้อนหรือเย็นได้ด้วยวิธีการต่างๆ เช่น ใช้แบตเตอรี่ ไฟฟ้า น้ำแข็งแห้ง (คาร์บอนไดออกไซด์) การลนไฟ เมื่อได้ที่ดีแล้วเอาเหล็กทาบกับตัวสัตว์มักจะทำบริเวณสวาปหรือสะโพก

15. การฝังด้วยไมโครชิพ (Microchip injection)

ปัจจุบันมีการนำไมโครชิพมาใช้มากขึ้นกับสัตว์ทดลอง ซึ่งเป็นหน่วยความจำหมายเลขประจำตัวสัตว์อยู่ในแผงคอมพิวเตอร์ขนาดจิ๋วบรรจุในแคปซูลแก้วพร้อมกับขดลวดรับคลื่นวิทยุเพื่อแปลงเป็นสัญญาณไปยังเครื่องอ่าน สำหรับการฝังไมโครชิพผ่านเข้าชั้นใต้ผิวหนังทำเช่นเดียวกับการฉีดยาเข้าใต้ผิวหนัง โดยบรรจุไมโครชิพลงในเข็มที่มีอุปกรณ์สำหรับดันไมโครชิพเข้าไปใต้ผิวหนัง การอ่านหมายเลขทำโดยการใช้เครื่องอ่านจ่อไปตรงตำแหน่งที่ไมโครชิพฝังอยู่เครื่องอ่านก็จะทราบหมายเลขของสัตว์ทดลองได้ การอ่านหมายเลขควรทำแยกทีละตัวหรือปราศจากสัตว์ตัวอื่นรบกวน สามารถใช้กับหนูไมซ์ หนูแรท แฮมสเตอร์ หนูตะเภา กระต่าย หนูเจอร์บิล ลิง สุนัขและแมวได้

การทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองโดยแยกตามชนิดสัตว์

วิธีการทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองแยกตามชนิดของสัตว์แสดงดังตารางที่ 4

ตารางที่ 4 แสดงการทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองแยกตามชนิดสัตว์

ชนิดสัตว์	วิธีการ	บริเวณที่ทำเครื่องหมาย
หนูตะเภา	ย้อมสี	ขน
	ติดเบอร์หรือรหัส	ที่หูบริเวณใกล้กับหัว
	เจาะรูรหัส	ที่หูตามต้องการ
	เครื่องหมายตามธรรมชาติ	ทำผังและบันทึกหรือวาดรูป
แฮมสเตอร์	สัก (ด้วยปากคีบหรือไฟฟ้า)	ใบหูด้านใน
	เจาะรูรหัส	ที่หูตามต้องการ
หนูไมซ์	ย้อมสี	ขน
	สัก (ด้วยปากคีบหรือไฟฟ้า)	ใบหูด้านใน
	เจาะรูรหัส	ที่หูตามต้องการ
กระต่าย	ย้อมสี	ขน
	ติดเบอร์หรือรหัส	ที่หูบริเวณใกล้กับหัว
	แถบขา	เหนือข้อน่องแหลมขาหลัง
สุกร	สัก	ใบหูด้านใน
	เจาะรูรหัส	ที่หูตามต้องการ
	ติดเบอร์หรือรหัส	ที่หูบริเวณใกล้กับหัว
แพะ แกะ	สัก	ใบหูด้านใน
	เจาะรูรหัส	ที่หูตามต้องการ
	ติดเบอร์หรือรหัส	ที่หูบริเวณใกล้กับหัว
	ปลอกคอพร้อมแผ่นกลมสลัก	รอบคอปรับให้สัตว์สบาย
โค กระบือ	เจาะรูรหัส	ที่หูตามต้องการ
	สัก	ใบหูด้านใน ริมฝีปากหรือลิ้น
	ปลอกคอพร้อมแผ่นกลมสลัก	รอบคอปรับให้สัตว์สบาย
	สีตามธรรมชาติ	ทำผังและบันทึกหรือวาดรูป
	ทาบด้วยความร้อน	ตอนบนของไหล่และสะโพก
	ติดเบอร์หรือรหัส	ที่หูบริเวณใกล้กับหัว

ตารางที่ 4 แสดงการทำเครื่องหมายสัตว์ทดลองแยกตามชนิดสัตว์ (ต่อ)

ชนิดสัตว์	วิธีการ	บริเวณที่ทำเครื่องหมาย
ไก่	แถบปีก	รอบปีกเหนือกระดูกเรเดียสชิดกับตัว (ไม่ไปขัดขวางการเคลื่อนไหวของสัตว์)
	ที่หนีบปีก	ขอบหน้าของปีก บริเวณ wing web ให้แน่น
	แถบขา	รอบขาให้แน่นแต่ให้สัตว์สบาย
	แหวนขา	รอบขาให้แน่นแต่ให้สัตว์สบาย
เป็ด	ที่หนีบปีก	เหมือนกับไก่
	แถบขา	เหมือนกับไก่
	แหวนขา	เหมือนกับไก่
	เจาะรูรหัส	ที่พังผืดที่เท้าตามต้องการ
ห่าน	ที่หนีบปีก	เหมือนกับเป็ด
	แถบขา	เหมือนกับเป็ด
	แหวนขา	เหมือนกับเป็ด
	เจาะรูรหัส	ที่พังผืดที่หน้าตามต้องการ
นก (ทุกชนิด)	ที่หนีบปีก	เหมือนกับไก่
	แถบขา	เหมือนกับไก่
	แหวนขา	เหมือนกับไก่

ที่มา : (นริศร, 2547)

วิธีการทำเครื่องหมายแบบใดก็ตามที่จะก่อให้เกิดความเจ็บปวดกับสัตว์เพื่อให้เป็นไปตามจรรยาบรรณการใช้สัตว์และความมีมนุษยธรรมต้องกระทำเมื่อสัตว์หมดความรู้สึกหรือไม่ก็ให้ยาชาเฉพาะที่ ซึ่งการใช้การระงับปวดควรได้สัดส่วนกับอายุของสัตว์และควรปฏิบัติด้วยเทคนิคปราศเชื้อในทุกกรณี (Hankenson et al., 2008) เพื่อลดความเจ็บปวดเกินควร

การจับเคลื่อนย้าย และการจับบังคับควบคุม

การจับเคลื่อนย้าย หรือ Handling คือ การสามารถเข้าจับ ยกและเคลื่อนย้ายสัตว์ทดลองได้อย่างปลอดภัยทั้งตัวสัตว์และตัวผู้ปฏิบัติ

การจับบังคับควบคุม หรือ Restrain ต่างจากการจับเคลื่อนย้ายโดยที่สัตว์ทดลองจะถูกจับบังคับควบคุมอย่างมั่นคงและอยู่นิ่งในท่าเดียว สัตว์ทดลองไม่สามารถเคลื่อนไหวส่วนใดก็ตามของร่างกายได้ มีข้อควรระวัง คือ ต้องไม่ใช้แรงมากเกินไปจนทำให้สัตว์เจ็บหรือได้รับบาดเจ็บ

หลักของการจับเคลื่อนย้ายและการจับบังคับควบคุมสัตว์ทดลอง คือ การทำให้สัตว์รู้ตัวก่อนว่ากำลังจะเข้าถึงตัวสัตว์เพื่อไม่ให้สัตว์ตื่นตกใจ การจับบังคับที่ดีทั้งตัวสัตว์ทดลองและผู้ปฏิบัติต้องรู้สึกผ่อนคลายไม่เครียด ผู้ปฏิบัติต้องกระทำอย่างนุ่มนวลแต่มั่นคง รวมทั้งควรรู้ว่าเมื่อใดอันตรายกำลังจะเกิดขึ้นและสามารถแก้ไขสถานการณ์ได้ทันท่วงที การฝึกฝนการเข้าหาสัตว์เพื่อสร้างความคุ้นเคยสามารถช่วยให้การจับบังคับควบคุมทำได้ง่ายขึ้นเนื่องจากสัตว์มีการเรียนรู้และคุ้นเคย ส่วนตัวผู้ปฏิบัติจะเกิดความชำนาญและความมั่นใจ อย่างไรก็ตามควรต้องระมัดระวังทุกครั้งที่ปฏิบัติการใดๆ กับตัวสัตว์

การจับบังคับและควบคุมสัตว์ทดลองมี 3 วิธี คือ

1. **การใช้มือเปล่า** มีประโยชน์หรือนิยมปฏิบัติเมื่อทำการตรวจร่างกายสัตว์ แยกเพศ การฉีดหรือให้สาร การเก็บตัวอย่างเลือด เป็นต้น

2. **การใช้เครื่องมือช่วย** เช่น กล่องบังคับกระต่าย เครื่องบังคับหนู ซองบังคับสัตว์ใหญ่ เป็นต้น ซึ่งเครื่องมือควบคุมบังคับสัตว์ที่ดีควรมีคุณสมบัติ ดังนี้

   - สามารถควบคุมบังคับให้สัตว์อยู่นิ่งโดยไม่ทำให้สัตว์เจ็บ
   - สามารถเข้าถึงบริเวณที่ต้องการเก็บตัวอย่างได้โดยง่าย
   - สามารถป้องกันไม่ให้สัตว์เอี้ยวตัวไปมาในขณะปฏิบัติงานได้

3. **การให้สารเข้าสู่ร่างกาย** สามารถทำได้หลายทาง เช่น อาจให้ในรูปของยาเม็ดหรือยาฉีด ซึ่งประเภทของยาที่ใช้อาจเป็น

   - ยากล่อมประสาท (Tranquilizers)
   - ยาซึมหรือยาสงบประสาท (Sedatives)
   - ยาสลบ (Hypnotics)

การควบคุมสัตว์ทดลองโดยการให้สารเหล่านี้เหมาะสำหรับปฏิบัติการในกรณีที่ไม่สามารถเข้าถึงตัวสัตว์หรือจับบังคับสัตว์ด้วยมือเปล่าเนื่องจากสัตว์มีความก้าวร้าวหรือตื่นตกใจมาก บางกรณีจัดเป็นข้อบ่งชี้ที่ต้องปฏิบัติเมื่อทำการเก็บเลือดจากหัวใจหรือเบ้าตา เพื่อให้สามารถเก็บตัวอย่างเลือดได้โดยที่สัตว์ไม่ดิ้นรนขัดขืนและไม่เจ็บปวด อย่างไรก็ตาม ยาหลายๆ ชนิดมีผลต่อระบบสรีรวิทยาและทำให้เกิดการเปลี่ยนแปลงทางจุลพยาธิวิทยาของสัตว์ได้ เช่น ลดอัตราการเผาผลาญ เพิ่ม/ลดอุณหภูมิร่างกาย กดระบบหายใจและระบบไหลเวียนโลหิต การเปลี่ยนแปลงระดับแก๊สในเลือด ดังนั้น จึงควรพิจารณาและตรวจสอบผลของสารที่อาจเกิดขึ้นต่อระบบสรีรวิทยาของสัตว์แล้วเลือกใช้สารชนิดที่มีผลน้อยที่สุดต่อระบบหรือตัวบ่งชี้ที่ต้องการตรวจวิเคราะห์ในการทดสอบ

การจับเคลื่อนย้ายและการจับบังคับควบคุมสัตว์ทดลองแยกตามชนิดสัตว์

- **หนูไมซ์** ทำได้ 3 วิธี คือ

1. โดยการใช้มือเปล่า เราสามารถจับหนูไมซ์ได้ด้วยมือเปล่าเนื่องจากมีขนาดเล็ก โดยให้หนูเกาะบนพื้นที่สามารถยึดตัวเองได้ เช่น ฝากรงที่เป็นตาข่าย หนูจะใช้ขาหน้า 2 ข้างเกี่ยวตาข่ายไว้เมื่อถูกดึงหาง ใช้นิ้วชี้และนิ้วหัวแม่มือบีบปลายหางแล้วดึงส่วนท้ายของหนูให้ยกขึ้นซึ่งหนูจะใช้ขาหน้าทั้งสองเกาะตาข่ายไว้พยายามดึงหางให้พอรู้สึกตึงๆ มือ โดยที่หนูรั้งตาข่ายไว้ไม่หลุด ใช้นิ้วมือทั้ง 3 ที่เหลือทอดลงไปบนหางส่วนที่เหลือ ใช้นิ้วนางหนีบบริเวณโคนหางส่วนที่ติดกับก้น รวบนิ้วมือเข้ามากำหางหนูไว้ในอุ้งมือพร้อมกันนั้นก็ปล่อยนิ้วที่บีบปลายหางออก พับโคนหางลงมาทั้งอุ้งมือแล้วใช้นิ้วหัวแม่มือที่ว่างอยู่จับหนังคอของหนูบริเวณส่วนหลังของใบหูรวบเข้ามาหาให้แน่น หนูก็จะอยู่ภายใต้การควบคุม

<u>ข้อควรระวัง</u> :

- อย่ายกหิ้วตัวหนูโดยการจับปลายหาง เพราะหนูอาจกัดนิ้วผู้จับได้
- อย่ายกหิ้วตัวสัตว์โดยจับหางและห้อยหัวลงต่ำเป็นเวลานานๆ
- การจับหนังที่หลังคอหรือหลังใบหู ถ้าจับหลวมเกินไปสัตว์อาจเอี้ยวตัวมากัดได้ ขณะที่การจับแน่นเกินไปอาจทำให้สัตว์หายใจไม่ออก

2. การใช้เครื่องมือช่วยแบบต่างๆ เช่น กล่องบังคับหนูไมซ์หลอดปั่นพลาสติก (Centrifuge tube) เป็นต้น

3. โดยการใช้ยาและสารเคมี เพื่อทำให้สัตว์สลบโดยใช้ยาสลบ มี 2 ชนิด คือ

- ชนิดฉีด : ที่นิยมใช้ในหนูไมซ์ คือ Pentobarbital sodium สามารถฉีดได้ 2 ทาง คือ เข้าหลอดเลือดดำ ขนาด 35 มิลลิกรัม (มก.)/1 กิโลกรัม (กก.) น้ำหนักตัว และเข้าช่องท้อง ขนาด 60 มก./1 กก. น้ำหนักตัว (ปานเทพ, 2535)

<u>ข้อควรระวัง</u> : เนื่องจาก Pentobarbital sodium มีฤทธิ์กดการหายใจ ดังนั้นการเดินยาเข้าหลอดเลือดดำอย่างรวดเร็วจะทำให้สัตว์หยุดหายใจ ฉะนั้นควรเดินยาอย่างช้าๆ และตรวจดูการตอบสนองของสัตว์โดยดูจากการกระพริบตา เมื่อใช้นิ้วเคาะที่หัวตา ถ้าสัตว์กระพริบตาแสดงว่ายังไม่สลบแต่ถ้าหยุดกระพริบตาแสดงว่าสลบให้หยุดเดินยา ส่วนการฉีดเข้าช่องท้องนั้นไม่สามารถควบคุมการเดินยาได้โอกาสที่สัตว์หยุดหายใจมีมากกว่าแต่การฉีดสามารถทำได้ง่ายและค่อนข้างรวดเร็ว

- ชนิดดม : ที่นิยมใช้ในหนูไมซ์ คือ คลอโรฟอร์มและอีเทอร์ สามารถใช้ได้อย่างง่ายดาย โดยใช้ผ้ากอซหรือสำลีชุบยาวางลงในขวดโหลที่มีฝา ซึ่งสามารถปิดสนิทเพื่อป้องกันการระเหยของยาออกมาภายนอก จากนั้นนำตะแกรงตาข่ายวางเหนือผ้ากอซหรือสำลีนั้นที่ก้นขวดเพื่อป้องกันตัวสัตว์แตะกับน้ำยาในผ้ากอซหรือสำลี ใส่หนูไมซ์ลงในภาชนะดังกล่าวครั้งละ 1 ตัวเท่านั้นเพื่อที่จะสามารถสังเกตอาการได้อย่างถี่ถ้วน หนูไมซ์จะเริ่มแสดงอาการปีนป่ายขวด ใช้จมูกสูดดมสักพักแล้วหยุดนิ่งยืนขึ้นใช้ขาหน้าทั้งสองเกาและขยี้บริเวณจมูกกับปาก โดยมีการหายใจที่เร็วขึ้น หนูไมซ์จะสลบภายใน 2-3 นาที ทั้งนี้ขึ้นกับปริมาณของยาสลบที่ใช้ว่ามากน้อยเพียงใด

ข้อควรระวัง : เนื่องจากทั้งคลอโรฟอร์มและอีเทอร์ ไวไฟมาก ดังนั้นห้ามใช้ในบริเวณที่อาจมีประกายไฟเกิดขึ้น หรือมีการสูบบุหรี่ นอกจากนั้นสารเคมีทั้งสองชนิดนี้ยังเป็นอันตรายต่อผู้ทำการทดสอบด้วย จึงควรทำในบริเวณที่มีการระบายอากาศเป็นอย่างดี

ข้อปฏิบัติเมื่อสัตว์หยุดหายใจ

- หยุดการให้ยาโดยทันที ถ้าเป็นชนิดฉีดให้หยุดเดินยา ส่วนชนิดดมให้นำสัตว์ออกจากขวดหรือโหล
- ให้ได้รับอากาศบริสุทธิ์ อาจเป็นก๊าซออกซิเจนโดยตรงหรือการใช้ลมที่เป่าจากปากก็ได้โดยใช้อุ้งมือทำเป็นโพรงครอบบริเวณจมูกและปากของสัตว์ จากนั้นเป่าเป็นระยะๆ
- ใช้นิ้วบีบบริเวณด้านข้างลำตัวเบาๆ เพื่อเป็นการกระตุ้นให้กระบังลมและปอดทำงาน

วิธีช่วยหายใจดังกล่าวนี้สามารถนำไปใช้กับสัตว์ทดลองขนาดเล็กอื่นๆ ได้เช่นกัน

- **หนูแรท** ทำได้ 3 วิธี คือ

1. โดยการใช้มือ เราสามารถจับหนูแรทได้ด้วยมือเปล่าเช่นเดียวกัน แต่ควรปฏิบัติกับหนูแรทเพียงตัวเดียวหรือที่ไม่ตื่นตระหนกนัก แต่ถ้าหนูแรทที่อยู่รวมกันหลายตัวจนตื่นตกใจได้ง่าย การจับด้วยมือเปล่าจะเป็นวิธีที่ค่อนข้างเสี่ยงอันตรายจากการกัดของหนู ดังนั้นควรใช้ถุงมือหนังที่ค่อนข้างหนาช่วยจะสะดวกกว่า การจับหนูแรทด้วยมือเปล่าหรือมีถุงมือก็ตาม ควรปฏิบัติ ดังนี้ พยายามต้อนหนูเข้ามุมกรงหรือติดข้างฝาด้านใดด้านหนึ่งโดยทำอย่างนุ่มนวลอย่าให้สัตว์แตกตื่นตกใจ ใช้มือข้างที่จะใช้จับค่อยๆ สัมผัสตัวหนูเบาๆ ให้หนูรู้ตัวก่อนแล้วจึงลูบเบาๆ โดยเลื่อนมือขึ้นไปตามตัวจนถึงบริเวณคอและไหล่ ใช้นิ้วหัวแม่มือและนิ้วชี้รัดรอบคอ โดยอุ้งมืออยู่ที่ส่วนหลังและใช้นิ้วที่เหลือโอบรัดรอบทรวงอกบริเวณใต้ขาหน้า นิ้วหัวแม่มือจะเป็นตัวกดขากรรไกรหนูไว้ไม่ให้อ้าออกและก้มลงมากัด ถ้าหนูดิ้นมากอาจใช้มืออีกข้างดึงบริเวณโคนหางให้ตึง หนูจะอยู่กับที่ได้ กรณีหนูตัวใหญ่มากให้ใช้มืออีกข้างรวบขาหลังและประคองส่วนล่างของลำตัวหนูเพื่อป้องกันการดิ้นรนหรือการข่วนจนมือผู้ปฏิบัติได้รับบาดเจ็บ

ข้อควรระวัง :

- การยื่นมือเข้าหาเพื่อจับสัตว์ไม่ควรยื่นเข้าทางด้านหน้าแต่ให้เข้าจากทางด้านหลังเสมอ
- ไม่ควรจับหางหนูแรทแล้วยกหิ้วตัวสัตว์เนื่องจากหนูแรทมีขนาดใหญ่น้ำหนักตัวมากและผิวหนังที่หางฉีกขาดได้ง่าย
- การปฏิบัติกับหนูแรทครั้งละ 1 ตัว จะช่วยให้หนูไม่ตื่นตระหนกมากแต่ถ้าจับขณะที่หนูแรทอยู่รวมกันหลายตัวหนูจะตื่นตกใจได้ง่าย
- อย่ากดหัวแม่มือแน่นจนเกินไปเพราะจะบีบหลอดลม ทำให้หนูหายใจไม่ออก

2. การใช้เครื่องมือช่วยแบบต่างๆ เช่น กล่องบังคับหนูแรท อุปกรณ์ดัดแปลงเอง เช่น กรวยแก้ว ผ้าเดรพผ้าขนหนู เป็นต้น

3. โดยการใช้ยาและสารเคมี ด้วยวัตถุประสงค์เช่นเดียวกับที่ใช้กับหนูไมซ์ สามารถให้ยาได้ 2 ชนิด เช่นกัน คือ

- ชนิดฉีด : ที่นิยมในหนูแรท คือ Pentobarbital sodium สามารถฉีดได้ 2 ทาง คือ เข้าหลอดเลือดดำ ขนาด 25-50 มก./1 กก. น้ำหนักตัวและเข้าช่องท้อง ในหนูอายุน้อยให้ขนาด 10-30 มก./1 กก. น้ำหนักตัว ในหนูอายุมากให้ขนาด 30-50 มก./1 กก. น้ำหนักตัว (ปานเทพ, 2535)

ข้อควรระวัง : เช่นเดียวกับหนูไมซ์

- ชนิดดม : ปฏิบัติเช่นเดียวกับหนูไมซ์

- **หนูตะเภา** ทำได้ 3 วิธี คือ

1. การใช้มือเปล่า หนูตะเภาเป็นสัตว์ทดลองที่ค่อนข้างเชื่องและไม่ทำร้ายจึงไม่ต้องกลัวว่าจะกัดเมื่อจับต้อง การใช้มือเปล่าจับทำได้ 2 แบบ คือ

- แบบที่ 1 : การจับแบบรวบตัว โดยใช้มือข้างซ้ายสำหรับผู้ถนัดขวาจับรวบตัวส่วนหน้าให้นิ้วหัวแม่มือช้อนใต้คางและให้ขาหน้าของหนูข้างหนึ่งถูกควบคุมอยู่ระหว่างนิ้วชี้กับนิ้วกลางแล้วใช้มืออีกข้างช้อนก้นหนูตะเภาไว้และให้ขาหลังของหนูสอดอยู่ระหว่างร่องของนิ้วหัวแม่มือกับนิ้วชี้และนิ้วกลางกับนิ้วนางเพื่อป้องกันการดิ้นรนหรือข่วน (โดยเฉพาะกรณีที่หนูมีขนาดตัวใหญ่มากๆ) หรือใช้มืออีกข้างช้อนท้องของหนูตะเภาเพื่อช่วยรับน้ำหนักกรณีที่หนูมีขนาดใหญ่ ถ้าหนูตะเภาตั้งท้องแก่จะมีขนาดใหญ่มากทำให้โอบรอบได้ลำบาก ควรใช้อีกมือหนึ่งช้อนบริเวณก้นไว้ แล้วให้ตัวสัตว์แนบชิดกับลำตัวผู้จับ

- แบบที่ 2 : การจับแบบรวบหนังที่หลังคอ ทำโดยใช้นิ้วหัวแม่มือ นิ้วชี้และนิ้วกลางจับรวบหนังบริเวณคอช่วงหลังใบหูแล้วยกตัวหนูขึ้น หรืออาจใช้มือขยุ้มหนังที่ส่วนหลังตั้งแต่บริเวณด้านหลังใบหูลงไป ขยุ้มรัดให้หนังหน้าท้องตึงพอสมควรโดยไม่ทำให้หนูอึดอัดมากจนหายใจไม่ได้

ข้อควรระวัง :

- อย่าบีบรัดรวบตัวหนูตะเภาแน่นมากเกินไป
- ถ้าหนูตะเภาดิ้นรนให้ดึงตัวหนูมาแนบชิดกับลำตัวผู้ปฏิบัติงาน
- สำหรับแม่หนูตะเภาท้องแก่จะมีขนาดตัวใหญ่มาก การโอบรอบทำได้ลำบาก ควรใช้มืออีกข้างหนึ่งช้อนบริเวณก้นไว้ แล้วให้ตัวหนูแนบชิดกับลำตัวผู้ปฏิบัติงาน

2. การใช้เครื่องมือช่วยแบบต่างๆ เช่น กล่องบังคับหนูตะเภา เป็นต้น

3. โดยการใช้ยาและสารเคมี ด้วยวัตถุประสงค์เดียวกับที่ใช้กับหนูไมซ์และหนูแรท สามารถให้ยาสลบหนูตะเภาได้ 2 ชนิดเช่นกัน คือ

- ชนิดฉีด : ที่นิยมในหนูตะเภา คือ Pentobarbital sodium สามารถฉีดได้ 2 ทาง คือ เข้าหลอดเลือดดำ ขนาด 30 มก./1 กก. น้ำหนักตัว และเข้าช่องท้อง ขนาด 28-35 มก./1 กก. น้ำหนักตัว (ปานเทพ, 2535)

ข้อควรระวัง : เช่นเดียวกับหนูไมซ์

- ชนิดดม : ปฏิบัติเช่นเดียวกับหนูไมซ์

- **แฮมสเตอร์** ทำได้ 2 วิธี คือ

1. โดยการใช้มือ การจับแฮมสเตอร์สามารถทำได้โดยใช้มือเปล่าแต่จะต้องกระทำอย่างนุ่มนวล เงียบ แผ่วเบา เพราะถ้าจับต้องอย่างรุนแรงแล้วแฮมสเตอร์จะตกใจและกัดได้ทันที การจับทำได้หลายแบบ ได้แก่

- วิธีใช้กระป๋องหรือภาชนะที่ใกล้เคียงกับตัวแฮมสเตอร์ค่อยๆ ต้อนและช้อนแฮมสเตอร์เข้าไปในภาชนะนั้น

- วิธีใช้มือจับหนังที่บริเวณหลังคอแล้วยกตัวหนูขึ้น ทั้งนี้อาจวางตัวหนูไว้บนพื้นที่มีผิวเรียบหรือฝากรง จากนั้นวางฝ่ามือลงเหนือตัวแฮมสเตอร์โดยให้นิ้วหัวแม่มืออยู่ตรงตำแหน่งหัวของหนูแฮมสเตอร์แล้วค่อยๆ กำมือเข้ามาช้าๆ จนรู้สึกว่าส่วนหนังอยู่ภายใต้อุ้งมือแล้วจึงรวบหนังบริเวณหลังคอขึ้นมา ทั้งนี้หนังที่รวบถึงต้องครอบคลุมส่วนอกและท้องทั้งหมด

- วิธีใช้อุ้งมือสองข้างค่อยๆ ตะล่อมช้อนขึ้น

- วิธีใช้อุ้งมือมือกำรวบตั้งแต่บริเวณหัวและไหล่ โดยให้ส่วนหัวหันเข้าหาข้อมือ ให้ฝ่ามือคร่อมอยู่บนหลังและนิ้วโอบรอบรัดรอบลำตัว 2 ข้างลักษณะเหมือนกำลูกเบสบอล ข้อสำคัญคือหนูแฮมสเตอร์จะต้องรู้สึกปลอดภัยเมื่ออยู่ในอุ้งมือผู้ปฏิบัติงาน

2. โดยการใช้ยาและสารเคมี

- ชนิดฉีด :

  Pentobarbital sodium ขนาด 60-90 มก./1 กก.น้ำหนักตัว ฉีดเข้าช่องท้อง หรือ

  Ketamine HCl ขนาด 20-30 มก./1 กก.น้ำหนักตัว ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (ปานเทพ, 2535)

- ชนิดดม : ใช้ Chloroform หรือ Ether ด้วยวิธีเดียวกันกับที่ใช้กับหนูไมซ์และหนูแรท

- **กระต่าย** เป็นสัตว์ที่ไม่ดุร้ายแต่อาจทำอันตรายผู้ปฏิบัติงานได้หากตกใจ โดยกระต่ายจะใช้ขาหลังถีบและขาหน้าตะกุย เนื่องจากเป็นสัตว์ที่มีเล็บยาวจึงอาจทำให้เกิดบาดแผลได้ วิธีป้องกันที่ดีที่สุด คือ ใส่เสื้อคลุมแขนยาวจะช่วยป้องกันการข่วนขณะจับและอุ้มกระต่ายได้ดีที่สุด วิธีการจับเคลื่อนย้ายและจับบังคับควบคุมสามารถทำได้ 3 วิธี คือ

1. การใช้มือเปล่า สามารถทำได้ 3 แบบ คือ

- แบบที่ 1 : ลูกกระต่ายหรือกระต่ายขนาดเล็กน้ำหนักตัวน้อยกว่า 2 กก. ใช้มือที่ถนัดจับหนังบริเวณสะโพกให้มั่นคงแล้วยกขึ้นตรงๆ เพื่อป้องกันไม่ให้กระต่ายดีดขาหลังซึ่งจะมีโอกาสทำให้กระดูกสันหลังเคลื่อนและเป็นอัมพาตได้ เหมาะสำหรับการจับเคลื่อนย้ายระยะทางใกล้ๆ

- แบบที่ 2 : กระต่ายขนาดกลางหรือกระต่ายที่มีน้ำหนักตัวระหว่าง 2-5 กก. ให้ใช้มือขวา (หรือมือที่ถนัด) จับหนังเหนือไหล่ให้มั่นคง อาจรวบโคนหูไว้ในอุ้งมือด้วยก็ได้ ใช้มือซ้ายรองใต้ก้นให้ด้านหน้าของกระต่ายหันออกนอกตัวผู้จับ เหมาะสำหรับการจับเคลื่อนย้ายระยะทางสั้นๆ

- แบบที่ 3 : กระต่ายขนาดใหญ่หรือกระต่ายที่ดิ้นรนมาก ให้ใช้มือขวาจับแบบวิธีที่ 2 แล้วยกอ้อมขึ้นมาทางซ้ายมือ ใช้แขนซ้ายหนีบตัวกระต่ายให้แนบเข้ากับลำตัวผู้ปฏิบัติงาน โดยใช้มือซ้ายช่วยประคองก้น

ให้หน้ากระต่ายหันไปทางด้านหลังของผู้จับ ส่วนขากระต่ายชี้ออกนอกตัวผู้จับ หรือใช้มือข้างหนึ่งจับรวบหนังบริเวณหลังคอและมืออีกข้างหนึ่งจับรวบหนังบริเวณสะโพกให้ได้มากที่สุดแล้วจึงยกตัวสัตว์ขึ้น สามารถใช้ได้กับการเคลื่อนย้ายทั้งระยะใกล้และไกล

ข้อควรระวัง : ไม่ควรจับกระต่ายโดยการหิ้วหูเพราะหูกระต่ายอ่อนไหวและเปราะบางมาก การหิ้วหูจะทำให้กระต่ายเจ็บและอาจเป็นสาเหตุทำให้กระต่ายหูตกได้เนื่องจากกระดูกอ่อนที่หูหัก

2. การใช้เครื่องมือช่วยแบบต่างๆ เช่น กล่องควบคุมกระต่าย หรือเครื่องควบคุมกระต่าย เป็นอุปกรณ์ที่ถูกออกแบบมาสำหรับกระต่ายโดยเฉพาะ เมื่อสัตว์ลงไปอยู่ในกล่องหรือเครื่องควบคุมแล้วจะไม่สามารถดิ้นหนีได้ โผล่ออกมาเฉพาะส่วนหัว ผู้ปฏิบัติงานสามารถเก็บเลือดหรือฉีดสารหรือกระทำการอื่นๆ ได้ตามต้องการ

3. การใช้ยาและสารเคมี เพื่อไม่ให้สัตว์ดิ้นรนขณะทำการทดสอบ สามารถให้ยาได้ 2 ชนิด คือ

- ชนิดฉีด : ที่นิยมใช้ ได้แก่

Ketamine HCl ฉีดเข้ากล้ามเนื้อในขนาด 25 มก./1 กก.น้ำหนักตัว จะทำให้สัตว์ไม่ดิ้นรนแต่ยังมีความรู้สึก ถ้าต้องการให้สัตว์สลบให้ยาในขนาด 40 มก./1 กก.น้ำหนักตัว หรือ

Pentobarbital sodium สามารถฉีดได้ 2 ทาง คือ เข้าหลอดเลือดดำ ขนาด 30-60 มก./1 กก. น้ำหนักตัว และเข้าช่องท้อง ขนาด 40 มก./1 กก.น้ำหนักตัว (ปานเทพ, 2535)

ข้อควรระวัง : Pentobarbital sodium มีฤทธิ์กดการหายใจซึ่งจะทำให้กระต่ายหยุดหายใจได้เมื่อได้รับยาที่มีขนาดมากเกินไป หรือ รวดเร็วเกินไป

- ชนิดดม : เนื่องจากกระต่ายมีขนาดใหญ่ การให้ดมยาสลบในโถดมยาจึงค่อนข้างลำบาก บางครั้งอาจใช้ถุงพลาสติกขนาดใหญ่ บรรจุกระต่ายและยาสลบแทนโถดมยาแต่ไม่สะดวก จึงมักให้ยานำสลบก่อน เช่น Ketamine HCl ฉีดเข้ากล้ามเนื้อในขนาดที่กล่าวมาแล้ว จากนั้นจึงให้ดมยาสลบตามหลังจากที่กระต่ายหยุดดิ้นรน ยาดมสลบที่ใช้ ได้แก่ อีเทอร์ คลอโรฟอร์ม หรือฮาโลเทน

- **ไก่ (สัตว์ปีก)** การจับเคลื่อนย้ายและบังคับควบคุมไก่หรือสัตว์ปีกต้องทำด้วยความระมัดระวังรอบคอบและนุ่มนวล ต้องแน่ใจว่ากระดูกหน้าอกไม่ถูกกดหรือบีบ การบาดเจ็บที่ปีกอาจเกิดได้โดยง่ายขณะที่สัตว์กางปีกและพยายามดิ้นหนี โดยทั่วไปสามารถจับเคลื่อนย้ายและจับบังคับควบคุมได้ด้วยมือเปล่า ซึ่งทำได้หลายวิธี เช่น

- วิธีที่ 1 : ใช้มือข้างหนึ่งจับรวบปีกจากทางด้านบน ส่วนมืออีกข้างหนึ่งจับรวบขาทั้งสองเข้าด้วยกันและช่วยประคองรับน้ำหนักตัวไก่ไว้ (กรณีเป็นไก่ใหญ่) การสอดนิ้วชี้หรือนิ้วกลางไว้ระหว่างขาทั้งสองจะช่วยป้องกันไม่ให้ขาบิดไปมาและช่วยให้จับควบคุมได้กระชับยิ่งขึ้น

- วิธีที่ 2 : ใช้สำหรับลูกไก่ จับตัวสัตว์ไว้ในอุ้งมือโดยสามารถใช้มือกำรอบตัวลูกไก่จากด้านบนลักษณะคล้ายกำลูกบอลเพื่อทำการเคลื่อนย้ายได้เลย

- วิธีที่ 3 : สำหรับไก่เล็กหรือลูกไก่ จับให้ส่วนหัวอยู่ระหว่างนิ้วโป้งและนิ้วชี้ หรือนิ้วชี้และนิ้วกลาง รวบปีกและหางไว้ในอุ้งมือ ป้องกันไม่ให้สัตว์หันมาจิกผู้จับได้

- **สุกร** เป็นสัตว์ที่ตื่นตกใจง่าย การจับบังคับจึงต้องทำด้วยความระมัดระวังและให้เกิดเสียงดังน้อยที่สุด สุกรจะส่งเสียงร้องเสมอเมื่อถูกจับเคลื่อนย้ายหรือจับบังคับควบคุม และจะหยุดส่งเสียงเมื่อได้รับการปล่อยให้เป็นอิสระ การใช้กำลังบังคับยิ่งทำให้สุกรต่อต้านและอาจต่อสู้ วิธีการเคลื่อนย้ายที่ดีสำหรับสุกร คือ การต้อนให้สัตว์เดินอย่างอิสระไปตามทางที่กำหนด อาจใช้แผ่นพลาสติกแข็ง (Hog board) ช่วยควบคุมทิศทางการเดิน

สุกรขนาดใหญ่อาจใช้วิธีต้อนเข้าซอง หรือใช้ห่วงเชือกรัด (Rope snare หรือ Snatch) ซึ่งทำได้โดยใช้ห่วงเชือกคล้อง (อย่างรวดเร็ว) รอบขากรรไกรบนให้ตำแหน่งของห่วงอยู่หลังฟันเขี้ยว สุกรจะขืนและพยายามดึงตัวถอยหลังทำให้ห่วงเชือกรัดแน่นตรงเหนือจมูก

ลูกสุกรขนาดเล็กสามารถจับเคลื่อนย้ายโดยใช้มือช้อนที่ท้อง อาจใช้มืออีกข้างหนึ่งช่วยประคองส่วนท้ายให้แนบกับตัวผู้ปฏิบัติงาน ไม่ควรจับเคลื่อนย้ายโดยวิธีหิ้วขาหลังข้างใดข้างหนึ่งหรือทั้งสองข้าง สำหรับลูกสุกรขนาดกลางให้ยื่นมือข้างที่ถนัดเข้าไปช้าๆ เพื่อแตะไหล่หรือหัวของสุกร ลูบหลังและส่วนท้ายของลำตัว แล้วจึงจับรวบขาทั้งสองข้างเหนือข้อเข่า พร้อมกับใช้มืออีกข้างหนึ่งสอดเข้าทางด้านหัวระหว่างขาหน้าทั้งสองข้างเพื่อประคองใต้ท้อง

- **สัตว์ใหญ่ เช่น โค แพะ แกะ**

- **โค** : การจับเคลื่อนย้ายและบังคับควบคุมโค โดยเฉพาะโคหนุ่มหรือโคที่โตเต็มวัยต้องทำด้วยความระมัดระวังเพราะโคเหล่านี้แข็งแรง มีขนาดใหญ่ ปราดเปรียวว่องไวและมีอารมณ์ไม่แน่นอน ผู้ปฏิบัติงานควรผ่านการฝึกและมีประสบการณ์ในการปฏิบัติงานกับสัตว์เหล่านี้ ไม่ควรจับบังคับด้วยผู้ปฏิบัติงานเพียงคนเดียวเพื่อไม่ให้เกิดอันตรายกับผู้ปฏิบัติงาน อุปกรณ์สำหรับการบังคับโค ได้แก่ การใช้เชือกหรือโซ่ผูกรอบคอสัตว์ การใช้แอก (Stanchions หรือ Yoke) สำหรับผูกหรือลากจูง ในบางกรณี เช่น โคบางตัวดื้ออาจใช้นิ้วหรือคีมหนีบจมูก (Nose tong) บีบตรงรูจมูกของโค แต่วิธีนี้ไม่แนะนำให้ใช้เป็นประจำเพราะคีมหนีบอาจหลุดหรือทำให้จมูกโคฉีกขาดได้รับบาดเจ็บได้ (FASS, 2010) ส่วนการบังคับให้สัตว์อยู่นิ่งเพื่อให้สะดวกในการปฏิบัติงานกับตัวสัตว์มักให้โคอยู่ในซองบังคับซึ่งต้องแข็งแรงทนทานอาจจะทำจากเหล็กหรือไม้ก็ได้ สำหรับโคที่กระวนกระวายหรือดิ้นรนมากอาจพิจารณาใช้ยาซึมเพื่อทำให้สัตว์สงบลง เช่น ให้ xylazine ฉีดเข้ากล้ามเนื้อในขนาด 5-30 มก. ต่อน้ำหนักตัวสัตว์ 100 กก. หรือป้อน Chloral hydrate ให้สัตว์กินในขนาด 6-12 ก. ต่อน้ำหนักตัวสัตว์ 100 กก. (Ewbank, 1987)

- **แพะ** : แพะส่วนมากมีเขา ทำให้การจับเคลื่อนย้ายและการจับบังคับควบคุมต้องทำด้วยความระมัดระวัง สำหรับการเคลื่อนย้าย นิยมใช้การต้อนเป็นฝูงโดยใช้ถังใส่อาหารล่อให้สัตว์เดินตามไปในทิศทางที่ต้องการ การต้อนแพะฝูงใหญ่ทำได้ยากกว่าแพะฝูงเล็ก เนื่องจากแพะมีแนวโน้มที่จะกระจายตัวมากกว่าวิ่งมารวมกลุ่มเมื่อถูกต้อน จึงควรเลี้ยงแพะทดลองในคอกที่มีพื้นที่จำกัด

การเข้าหาแพะควรให้เกิดเสียงดังน้อยที่สุด ไม่ควรจับเขาแพะหรือหางเพื่อบังคับและควบคุม เนื่องจากอาจทำให้สัตว์ได้รับบาดเจ็บ แพะเป็นสัตว์ที่คาดเดาได้ยาก การจับบังคับแพะสามารถทำได้โดยต้อนแพะเข้ามุม ยื่นแขนออกไปช้าๆ เพื่อจับตัวแพะ ดันตัวแพะเข้ากับฝาผนังคอก ใช้มือข้างหนึ่งจับที่ขากรรไกรล่าง ส่วนมืออีกข้างหนึ่งจับที่ส่วนท้ายของลำตัว ส่วนมากเมื่อถูกจับแพะจะยืนนิ่งอยู่กับที่ ระวังอย่าจับแพะตรงบริเวณเหนียงคอ (Wattles) แพะที่เชื่องหรือคุ้นเคยกับผู้ปฏิบัติงานอาจจับบังคับโดยการดึงที่ปลอกคอ การใช้ผ้าคลุมหัวแพะเพื่อปิดตาจะช่วยให้สัตว์สงบยิ่งขึ้น การใช้เชือกผูกแพะไว้กับเสาสามารถช่วยให้การจับบังคับควบคุมทำได้ง่ายขึ้น

การจับบังคับแพะเพศผู้ช่วงฤดูผสมพันธุ์ แพะมีเขา และแพะที่ไม่คุ้นเคยกับมนุษย์ต้องให้ความระมัดระวังเป็นพิเศษเนื่องจากแพะอาจกระโดดใส่หรือทำอันตรายผู้ปฏิบัติงานได้

- **แกะ** : แกะเป็นสัตว์ขี้กลัวและตื่นตกใจง่ายการเข้าหาแกะควรเคลื่อนไหวช้าๆ และทำให้เกิดเสียงดังน้อยที่สุด ไม่ควรจับบังคับโดยการดึงเขาหรือขนเพราะจะทำให้สัตว์เจ็บ ขนขาดร่วงและเกิดรอยช้ำที่ผิวหนัง แกะชอบวิ่งตามๆ กันไปและมักวิ่งหนีจากผู้ปฏิบัติงาน การเคลื่อนย้ายจึงนิยมใช้การไล่ต้อนไปในทิศทางที่ต้องการ

การจับบังคับแกะเพื่อปฏิบัติการใดๆ ให้ปฏิบัติเช่นเดียวกับการจับบังคับควบคุมแพะ หรือใช้มือข้างหนึ่งโอบจับรอบคอ ส่วนมืออีกข้างหนึ่งโอบรอบสะโพกแล้วใช้ท่อนขาของผู้ปฏิบัติงานดันตัวสัตว์ชิดกับผนังคอก สำหรับการจับบังคับเพื่อการให้สารเข้าหลอดเลือดหรือการเก็บตัวอย่างเลือด ให้ผู้ปฏิบัติงานยืนอยู่ทางด้านซ้ายของสัตว์ใช้มือซ้ายจับขากรรไกรล่างโดยให้นิ้วหัวแม่มืออยู่ตรงช่องว่างระหว่างฟันเขี้ยวกับฟันก่อนฟันกราม (Diastema) บิดหัวแกะไปทางไหล่ขวา ส่วนมือขวาให้กดลงที่สะโพกสัตว์จะเสียสมดุลและล้มลง ให้ผู้ปฏิบัติงานใช้มือจับขาหน้าและตั้งตัวแกะให้อยู่ในท่านั่งหลังพิงอยู่กับขาของผู้ปฏิบัติงาน การใช้ผ้าคลุมหัวแกะเพื่อปิดตาจะช่วยให้สัตว์สงบและช่วยให้การจับบังคับทำได้ง่ายขึ้น ขณะเดียวกันก็เป็นการช่วยลดความเครียดที่เกิดขึ้นกับแกะด้วย

การปฏิบัติงานกับสัตว์ทดลอง

การทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ที่ต้องปฏิบัติงานกับสัตว์ทดลองขณะสัตว์มีชีวิตนั้น มี 2 ส่วนใหญ่ๆ คือ การให้สารเข้าไปในตัวสัตว์และการเก็บตัวอย่างจากตัวสัตว์ ซึ่งผู้ปฏิบัติงานดังกล่าวต้องผ่านการฝึกอบรมและมีประสบการณ์ทั้งด้านการปฏิบัติกับสัตว์และการจับควบคุมบังคับโดยคำนึงถึงสวัสดิภาพของสัตว์เป็นสำคัญ

1. การให้สาร (Administration) เข้าไปในตัวสัตว์

สำหรับการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์สารที่ให้เข้าไปในตัวสัตว์ส่วนใหญ่ คือ ชีววัตถุที่ต้องการทดสอบคุณภาพ ได้แก่ วัคซีน เชื้อพิษทับสำหรับการทดสอบความคุ้มโรค เป็นต้น ซึ่งทาง (Route) ที่ให้สารนั้นถูกกำหนดแน่นอนอยู่แล้วจากคำแนะนำการใช้วัคซีนซึ่งในการทดสอบต้องให้วัคซีนกับสัตว์ตามวิธีการที่ผู้ผลิตแนะนำให้ใช้ หรือจากวิธีการที่กำหนดในมาตรฐานสากลสำหรับการทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ เช่น การทดสอบความคุ้มโรคสำหรับวัคซีนนิวคาสเซิลชนิดเชื้อเป็นตามมาตรฐาน OIE กำหนดให้ฉีดเชื้อพิษทับไวรัสนิวคาสเซิลชนิดรุนแรงให้แก่ไก่กลุ่มที่ได้รับวัคซีนแล้ว 14 – 28 วันร่วมกับกลุ่มควบคุมโดยฉีดเชื้อพิษทับเข้ากล้ามเนื้อแก่ไก่ทดลอง (OIE, 2012c) เป็นต้น ตัวอย่างการให้สารเข้าไปในตัวสัตว์ทดลอง แยกตามชนิดสัตว์ มีดังนี้

- **หนูไมซ์**

ปริมาณสารต่อไปนี้เป็นขนาดปริมาณที่ให้ได้สำหรับหนูไมซ์ที่มีน้ำหนักตัว 20 กรัม (ก.)

1. <u>ทางปาก</u> ปริมาณสารให้ได้ครั้งละไม่เกิน 0.4 มิลลิลิตร (มล.) หรือให้ได้ครั้งละ 10 -15 มล. / กก.

1.1 ผสมน้ำและอาหาร : หนูไมซ์กินอาหาร 15 ก. / วัน และน้ำ 15 มล. / วัน

1.2 ใช้เข็มป้อนสาร (Gavage) : ใช้เข็มขนาด 12 G ยาว 2 นิ้ว

การให้สารทางปาก สามารถทำได้โดยจับหนูไมซ์ตามวิธีจับบังคับควบคุม จากนั้นหงายมือขึ้นให้หนูอยู่ในลักษณะตัวตรงตั้งฉากกับพื้น จากนั้นสอดเข็มป้อนสารเข้าทางช่องปากช้าๆ เมื่อเข็มผ่านคอหอยเข้าสู่หลอดอาหารแล้วให้กระดกเข็มขึ้น หนูจะอยู่ในลักษณะเงยหน้าคอเหยียดตรง แล้วจึงผ่านเข็มป้อนสารลงสู่กระเพาะอาหาร สัตว์อาจแสดงอาการขย้อนให้เห็นแสดงว่าสอดเข้าหลอดอาหารแล้ว ระดับความลึกของการสอดให้ประมาณการจากระยะระหว่างปากถึงปลายกระดูกหน้าอก (Sternum)

2. <u>ทางระบบไหลเวียนโลหิตโดยการฉีด</u>

2.1 ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (Intra-muscular route) : ฉีดบริเวณกล้ามเนื้อขาหลัง ครั้งละไม่เกิน 0.05 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 26 – 30 G ยาว 0.5 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล. หรือ tuberculin syringe

วิธีการ : จับหนูตามวิธีจับบังคับควบคุมด้วยมือแล้วจับขาข้างที่ต้องการฉีดสารให้เหยียดออก ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ แทงเข็มที่ตำแหน่งกึ่งกลางขาหลังช่วงบนให้ค่อนไปทางด้านหลังลึกประมาณ 3-5 มิลลิเมตร (มม.) ดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อยเพื่อตรวจสอบว่าปลายเข็มไม่อยู่ในหลอดเลือดแล้วจึงฉีดสาร การให้สารเข้ากล้ามเนื้อนี้ไม่นิยมทำในหนูไมซ์มากนักเนื่องจากกล้ามเนื้อของหนูมีขนาดเล็ก จึงมีโอกาสที่จะพลาดและทำความเสียหายให้กับโครงสร้างอื่นได้ง่าย

2.2 ฉีดเข้าช่องท้อง (Intra-peritoneal route) : ฉีดเข้าหน้าท้อง ครั้งละไม่เกิน 1-2 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 23-27 G ยาว 0.5 – 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล. หรือ tuberculin syringe

วิธีการ : จับหนูตามวิธีจับบังคับควบคุมด้วยมือให้หนูอยู่ในลักษณะหงายท้องขึ้น ส่วนหัวต่ำกว่าลำตัวและส่วนท้าย ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ แทงเข็มที่ด้านข้างของเส้นกึ่งกลางลำตัวและค่อนไปทางส่วนท้าย เมื่อเข็มผ่านชั้นผิวหนังและกล้ามเนื้อแล้วให้กระดกปลายเข็มขึ้นเล็กน้อยเพื่อยกผนังหน้าท้องขึ้น จะช่วยลดโอกาสของการแทงเข็มทะลุอวัยวะในช่องท้องได้

2.3 ฉีดเข้าหลอดเลือดดำ (Intra-venous route) : ฉีดเข้าหลอดเลือดดำที่หาง (Lateral tail vein) ครั้งละไม่เกิน 0.2 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 27-30 G ยาว 0.5 – 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล. หรือ tuberculin syringe

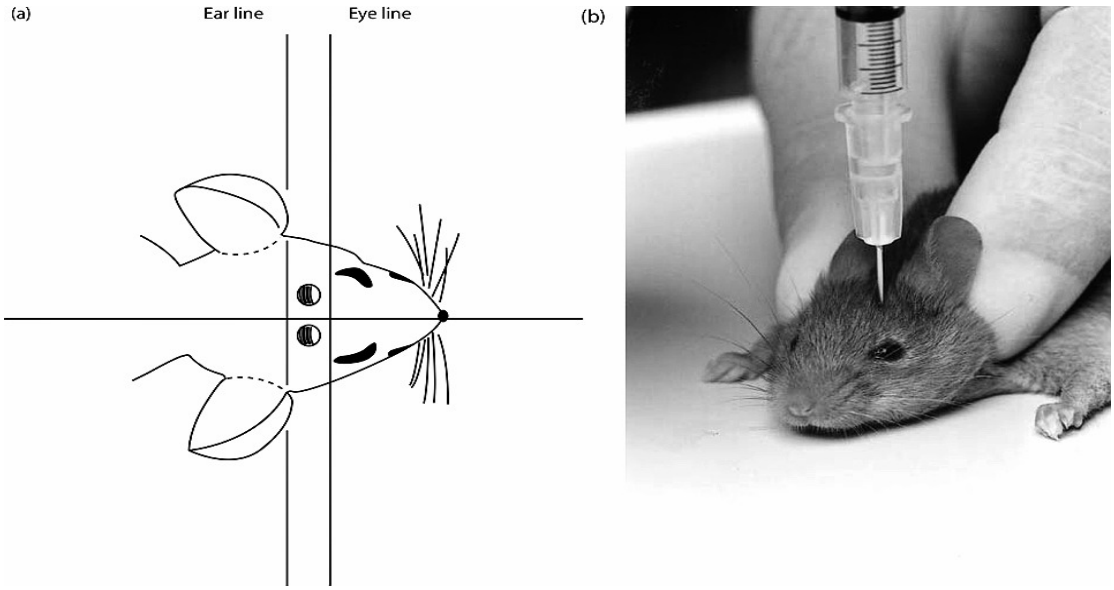
วิธีการ : ก่อนฉีดควรแช่หางหนูในน้ำอุ่นนาน 5-10 วินาที หรือใช้หลอดไฟขนาด 40-100 วัตต์ ส่องนาน 5-15 นาที เพื่อให้หลอดเลือดขยายตัว จับหนูตามวิธีจับบังคับควบคุมโดยใช้เครื่องมือหรือมีผู้ช่วย ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ดึงหางหนูให้เหยียดตรงพร้อมกับใช้นิ้วบีบที่โคนหาง จะเห็นหลอดเลือดชัดเจน บริเวณด้านข้างของหางทั้ง 2 ข้าง ฉีดสารโดยแทงเข็มเข้าไปยังบริเวณที่เห็นหลอดเลือดแล้วลองเดินยาเล็กน้อย ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็นเลือดในหลอดเลือดจางหายไป คลายนิ้วมือที่บีบโคนหางออกแล้วให้สารตามต้องการ เมื่อถอนเข็มออกแล้วให้ใช้สำลีกดตรงตำแหน่งที่แทงเพื่อห้ามเลือด

2.4 ฉีดเข้าใต้ผิวหนัง (Subcutaneous route) : ฉีดเข้าบริเวณหลังคอด้านบนหรือบริเวณหน้าท้อง ครั้งละไม่เกิน 0.5 มล. / จุด (สามารถให้ได้ 2-4 จุด/ครั้ง) ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25-27 G ยาว 0.5 – 0.75 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล. หรือ tuberculin syringe

วิธีการ : จับหนูตามวิธีจับบังคับควบคุมด้วยมือ ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ดึงรอบหนังคอขึ้น จากนั้นจึงแทงเข็มเข้าไปใต้ผิวหนังแล้วจึงฉีดสารช้าๆ ถ้าพบมีการบวมโป่งแสดงว่าสารที่ฉีดอยู่ในชั้นผิวหนังไม่ใช่ใต้ผิวหนัง

2.5 ฉีดเข้าสมอง (Intra-cerebral route) : ฉีดเข้าบริเวณด้านข้างของเส้นสมมุติที่ลากแบ่งกึ่งกลางตัวของหนูซึ่งตัดกับเส้นสมมุติที่ลากผ่านหู (Ear line) และเส้นที่ลากผ่านตา (Eye line) ของหนู (บริเวณพื้นที่รอยต่อระหว่างหูกับตา) ตามรูปที่ 6 (a) ครั้งละไม่เกิน 0.01 มล. (ในลูกหนูดูดนม) และไม่เกิน 0.03 มล. (ในหนูที่หย่านมแล้วหรือหนูอายุมาก) ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25-27 G ยาว 0.5 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล. หรือ tuberculin syringe

วิธีการ : จับบังคับหนูที่ถูกทำให้สลบด้วยมือ วางหนูบนบริเวณพื้นผิวที่เรียบแข็งแรงมั่นคง ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ แทงเข็มตรงเข้าไปทะลุผ่านกะโหลก ตามรูปที่ 6 (b) ระวังอย่าแทงเข็มเข้าเนื้อสมองลึกมากเกินไป (Shimizu, 2004)



รูปที่ 6 (a) แสดงตำแหน่งที่ฉีดสารเข้าสมอง (Intra-cerebral injection) ในหนูไมซ์
(b) แสดงการฉีดสารเข้าสมองในหนูไมซ์ที่ถูกทำให้สลบแล้ว

- **หนูแรท**

ปฏิบัติเช่นเดียวกับหนูไมซ์ แต่ปริมาณสารที่ให้ได้อาจแตกต่างกัน ปริมาณสารต่อไปนี้เป็นขนาดปริมาณที่ให้ได้สำหรับหนูแรทที่มีน้ำหนักตัว 250 ก.

1. ทางปาก ปริมาณสารให้ได้ไม่เกินครั้งละ 5 มล. หรือให้ได้ครั้งละ 10-40 มล. / กก.

1.1 ผสมน้ำและอาหาร : หนูแรท กินอาหารประมาณ 15 ก. /วัน และกินน้ำประมาณ 8-11 มล. / วัน

1.2 ใช้เข็มป้อนสาร : ใช้เข็มขนาด 16-17 G ยาว 2.5 นิ้ว ปริมาณสารที่ให้ไม่ควรเกินครั้งละ 1 มล.

2. ทางระบบไหลเวียนโลหิตโดยการฉีด ปฏิบัติเช่นเดียวกับหนูไมซ์

2.1 ฉีดเข้าชั้นผิวหนัง (Intra-dermal route) : ฉีดเข้าบริเวณหลัง ครั้งละไม่เกิน 0.1 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25 G ยาว 0.5 นิ้ว

2.2 ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (Intra-muscular route) : ฉีดเข้าบริเวณขาหลัง ครั้งละไม่เกิน 0.1 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25 G ยาว 0.5 นิ้ว

2.3 ฉีดเข้าช่องท้อง (Intra-peritoneal route) : ฉีดเข้าบริเวณหน้าท้องส่วนล่าง ครั้งละไม่เกิน 2-4 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 23-25 G ยาว 0.5 นิ้ว

2.4 ฉีดเข้าหลอดเลือดดำ (Intra-venous route) : ฉีดเข้าหลอดเลือดดำ ได้แก่ หลอดเลือดดำที่หาง (Lateral tail vein) หลอดเลือดดำที่ขาหน้า (Cephalic vein) หลอดเลือดดำที่คอ (Jugular vein) หลอดเลือดดำที่ขาหลัง (Femoral vein) ครั้งละไม่เกิน 1 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 21-23 G ยาว 0.5 นิ้ว

2.5 ฉีดเข้าใต้ผิวหนัง (Subcutaneous route) : ฉีดเข้าบริเวณใต้ผิวหนังที่ขาหลัง ครั้งละไม่เกิน 1-2 มล. / จุด (สามารถให้ได้สูงสุด 4 จุด/ครั้ง) ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25 G ยาว 0.5 นิ้ว

- **แฮมสเตอร์**

ปฏิบัติเช่นเดียวกับหนูไมซ์ แต่ปริมาณสารที่ให้ได้อาจแตกต่างกัน ปริมาณสารต่อไปนี้เป็นขนาดปริมาณที่ให้ได้สำหรับหนูแฮมสเตอร์ที่มีน้ำหนักตัว 120 ก.

1. <u>ทางปาก</u>

1.1 ผสมน้ำและอาหาร : หนูแฮมสเตอร์กินอาหาร 10-15 ก. /วัน และน้ำประมาณ 10-30 มล. / วัน

1.2 ใช้เข็มป้อนสาร : ใช้เข็มยาวมากกว่า 2.5 นิ้ว ปริมาณสารที่ให้ไม่ควรเกินครั้งละ 3 มล.

2. <u>ทางระบบไหลเวียนโลหิตโดยการฉีด</u>

2.1 ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (Intra-muscular route) : ปริมาณสารที่ให้ได้ไม่เกินครั้งละ 0.1 มล.

2.2 ฉีดเข้าช่องท้อง (Intra-peritoneal route) : ปริมาณสารให้ได้ครั้งละ 2-3 มล.

2.3 ฉีดเข้าหลอดเลือดดำ (Intra-venous route) :

- ตำแหน่งที่ฉีดหลอดเลือดดำที่ขาหลัง (Femoral vein) ครั้งละไม่เกิน 0.3 มล.
- ตำแหน่งที่ฉีดหลอดเลือดดำที่คอ (Jugular vein) ครั้งละไม่เกิน 0.3 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25-26 G ยาว 0.5 – 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1-2 มล.

วิธีการ : ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ขณะที่สัตว์อยู่ภายใต้ฤทธิ์ของสารทำสลบ ใช้มือซ้ายกำรอบตัวหนู โดยยกส่วนหัวให้อยู่สูงกว่าลำตัวหรือให้อยู่ในแนวตั้ง ใช้นิ้วชี้กับนิ้วกลางหนีบบริเวณลำคอแล้วดึงให้คอเหยียดตรง ขณะเดียวกันใช้นิ้วหัวแม่มือกดบริเวณด้านล่างของลำคอไว้ เพื่อให้หลอดเลือดโป่งขึ้น ให้สารโดยแทงเข็มตรงตำแหน่งที่เห็นหลอดเลือด แล้วลองดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็นเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็มแล้วจึงให้สารตามต้องการ

2.4 ฉีดเข้าใต้ผิวหนัง (Subcutaneous route) : ฉีดเข้าบริเวณใต้ผิวหนังที่หลังคอ ครั้งละไม่เกิน 0.5-1 มล. / จุด (สามารถให้ได้สูงสุด 2-4 จุด/ครั้ง)

- **หนูตะเภา**

ปฏิบัติเช่นเดียวกับหนูไมซ์ แต่ปริมาณสารที่ให้ได้อาจแตกต่างกัน ปริมาณสารต่อไปนี้เป็นขนาดปริมาณที่ให้ได้สำหรับหนูตะเภาที่มีน้ำหนักตัว 100 ก.

1. <u>ทางปาก</u>

1.1 ผสมน้ำและอาหาร : หนูตะเภากินอาหารประมาณ 6 ก. /วัน และน้ำประมาณ 10 มล. / วัน

1.2 ใช้เข็มป้อนสาร : ใช้เข็มขนาด 16 G ยาว 3 นิ้ว ปริมาณสารที่ให้ไม่ควรเกินครั้งละ 1 มล.

2. <u>ทางระบบไหลเวียนโลหิตโดยการฉีด</u>

2.1 ฉีดเข้าชั้นผิวหนัง (Intra-dermal route) : ปริมาณสารให้ได้ครั้งละไม่เกิน 20 ไมโครลิตร

2.2 ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (Intra-muscular route) : ปริมาณสารให้ได้ครั้งละไม่เกิน 0.2 มล.

2.3 ฉีดเข้าช่องท้อง (Intra-peritoneal route) : ปริมาณสารให้ได้ครั้งละ 1-1.4 มล.

2.4 ฉีดเข้าหลอดเลือดดำ (Intra-venous route) :

- ตำแหน่งที่ฉีดหลอดเลือดดำที่ใบหู (Marginal ear vein) ปริมาณสารครั้งละไม่เกิน 0.2-0.5 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25-26 G ยาว 0.5 – 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1-2 มล.

วิธีการ : ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ขณะที่หนูอยู่ภายใต้การจับบังคับของผู้ช่วยหรืออยู่ภายในเครื่องบังคับและควบคุมสัตว์ ใช้นิ้วโป้งกับนิ้วชี้บีบที่ใบหูตำแหน่งใกล้กับโคนหูเพื่อให้หลอดเลือดโป่งขึ้น ให้สารโดยการแทงเข็มเข้าไปยังตำแหน่งที่เห็นหลอดเลือดแล้วลองดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็นเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็มแล้วจึงให้สารตามต้องการ

- ตำแหน่งที่ฉีดหลอดเลือดดำที่ขาหลัง (Femoral vein) ปริมาณสารครั้งละไม่เกิน 0.5 มล.

2.5 ฉีดเข้าใต้ผิวหนัง (Subcutaneous route) : ปริมาณสารครั้งละ 0.2-0.4 มล./จุด (สามารถให้ได้สูงสุด 4 จุด/ครั้ง)

- **กระต่าย**

1. <u>ทางปาก</u> : ปริมาณสารให้ได้ครั้งละ 10-15 มล. /กก. โดยการผสมในอาหารหรือน้ำดื่ม ส่วนการให้โดยการใช้เข็มหรือท่อป้อนสารไม่นิยมปฏิบัติในกระต่ายเนื่องจากเป็นสัตว์ที่สอดเข็มหรือท่อให้สารได้ลำบาก

2. <u>ทางระบบไหลเวียนโลหิตโดยการฉีด</u>

2.1 ฉีดเข้าชั้นผิวหนัง (Intra-dermal route) : ฉีดเข้าบริเวณหลังคอ ครั้งละ 0.2 มล. /น้ำหนักตัว 1 กก. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 26-27 G ยาว 0.5 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล. หรือ Tuberculin syringe

วิธีการ : จับบังคับกระต่ายโดยใช้ผู้ช่วยหรือกล่องบังคับกระต่าย โดยเปิดฝาด้านบนไว้ โกนขนตรงบริเวณด้านหน้ากระดูก scapular ออกเป็นพื้นที่ประมาณ 1x1 นิ้ว ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ดึงหนังตรงบริเวณหลังคอที่โกนขนขึ้น แล้วแทงเข็มเข้าในชั้นผิวหนังโดยให้เข็มฉีดยาทำมุมกับผิวหนังประมาณ 30 องศา และความลึกประมาณไม่เกิน 0.5 มม. เมื่อปลายเข็มอยู่ในชั้นผิวหนัง ขณะทำการฉีดสารจะรู้สึกว่ามีแรงต้านมาก และหลังจากสารที่ฉีดเข้าสู่ชั้นผิวหนังแล้วจะเห็นผิวหนังนูนเป็นตุ่มมีลักษณะแข็ง แตกต่างจากการฉีดเข้าใต้ผิวหนัง

2.2 ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (Intra-muscular route) : ฉีดเข้ากล้ามเนื้อต้นขาหลัง (Quadriceps และ Lumbar muscles) ครั้งละ 0.25 มล. /น้ำหนักตัว 1 กก. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25 G ยาว 0.5 – 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล. หรือ tuberculin syringe

วิธีการ : จับบังคับกระต่ายโดยใช้ผู้ช่วยหรือกล่องบังคับกระต่าย แล้วดึงขาหลังข้างที่ต้องการฉีดยาให้เหยียดออก ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ แทงเข็มเข้ากล้ามเนื้อตรงตำแหน่งประมาณกึ่งกลางของความยาวต้นขาความลึกประมาณ 7-10 มม. ดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้ามีเลือดไหลย้อนเข้าสู่หัวเข็มแสดงว่าปลายเข็มอยู่ในหลอดเลือด ให้ดึงเข็มถอยหลังเล็กน้อยเมื่อแน่ใจว่าปลายเข็มไม่อยู่ในหลอดเลือดแล้วจึงทำการฉีดสาร เมื่อให้สารครบตามปริมาณที่ต้องการแล้ว ให้ถอนเข็มฉีดยาออก ใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่ผ่านการฆ่าเชื้อแล้วกดตรงตำแหน่งที่แทงเข็มเพื่อห้ามเลือด

2.3 ฉีดเข้าช่องท้อง (Intra-peritoneal route) : ฉีดเข้าบริเวณหน้าท้อง ค่อนไปทางด้านหลังของสะดือประมาณ 1 นิ้ว ใกล้แนวเส้นกลางตัว ครั้งละ 5-20 มล. /น้ำหนักตัว 1 กก. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 21-23 G ยาว 1 - 1.25 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 3, 5 หรือ 10 มล.

วิธีการ : จับบังคับกระต่ายโดยให้ผู้ช่วยจับรวบขาหน้าและขาหลังซ้าย-ขวาเข้าด้วยกัน จากนั้นดึงตัวสัตว์เหยียดยาวออก ให้ส่วนหัวอยู่ต่ำกว่าส่วนท้ายของตัวสัตว์เพื่อให้อวัยวะภายในช่องท้องโดยเฉพาะลำไส้ไหลลงไปทางด้านกระบังลม ตัดและโกนขนบริเวณหน้าท้องตรงตำแหน่งที่จะแทงเข็ม ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ทำความสะอาดผิวหนังบริเวณที่ถูกโกนขนด้วยทิงเจอร์ไอโอดีนหรือ 70% แอลกอฮอล์ ดึงผิวหนังหน้าท้องให้ขยับไปทางด้านหัว แทงเข็มฉีดยาผ่านชั้นผิวหนัง (ให้ปลายเข็มฉีดยาพุ่งไปทางด้านหัว) แล้วจึงเบนปลายเข็มผ่านผนังช่องท้องเข้าสู่ช่องท้อง ไม่ควรแทงเข็มทะลุชั้นผิวหนังผ่านเข้าสู่ช่องท้องโดยตรง เพราะจะทำให้เกิดรอยเข็มที่ช่องท้องเมื่อถอนเข็ม ขณะฉีดสารเข้าช่องท้องต้องไม่รู้สึกว่ามีแรงต้าน หากรู้สึกว่าฉีดสารลำบากแสดงว่าปลายเข็มอาจแทงทะลุอวัยวะภายในช่องท้องอวัยวะใดอวัยวะหนึ่ง หลังจากฉีดสารครบตามปริมาณที่ต้องการ ถอนเข็มฉีดยาออกปล่อยผิวหนังให้เลื่อนกลับสู่สภาวะปกติ ผิวหนังจะซ้อนปิดรูเข็มที่เกิดบนชั้นผนังช่องท้อง

2.4 ฉีดเข้าหลอดเลือด (Intra-venous route) : ฉีดเข้าหลอดเลือดดำที่ขอบใบหู (Marginal ear vein) หรือหลอดเลือดแดงที่กลางใบหู (Central ear artery) ครั้งละ 2-5 มล. /น้ำหนักตัว 1 กก. (เดินยาเร็ว) หรือ 10 มล. / น้ำหนักตัว 1 กก. (เดินยาช้ามากๆ) ใช้เข็มฉีดยาขนาด 23-25 G หรือเข็มแบบปีกผีเสื้อ (Butterfly needle) ยาว 0.5 – 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1-5 มล.

วิธีการ : จับบังคับกระต่ายโดยใช้ผู้ช่วยหรือกล่องบังคับกระต่าย ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ใช้นิ้วโป้งและนิ้วนางจับปลายใบหูแล้วดึงใบหูให้ตึง ขณะเดียวกันใช้นิ้วชี้และนิ้วกลางหนีบกดที่บริเวณโคนใบหูตรงตำแหน่งที่เป็นจุดเริ่มต้นของหลอดเลือดดำที่ขอบใบหูหรือหลอดเลือดแดงที่กลางหู เพื่อให้เลือดคั่งในหลอดเลือด (อาจให้ผู้ช่วยทำการบีบหลอดเลือดหรือดึงใบหูก็ได้) แทงเข็มเข้าตรงตำแหน่งหลอดเลือดให้เข็มทำมุมประมาณ 30 องศากับแนวหลอดเลือด โดยเริ่มจากปลายใบหูไล่ขึ้นมาเพื่อเป็นการสงวนตำแหน่งหลอดเลือดหากต้องแทงเข็มใหม่กรณีที่พลาดจากครั้งแรก ลองดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็น

เลือดไหลเข้าสู่หัวเข็ม ให้คลายนิ้วที่กดหลอดเลือดจากนั้นจึงเดินสารที่จะให้ตามต้องการ หากใช้เข็มแบบผีเสื้อก่อนแทงเข็มให้เปิดที่ครอบเข็มและไล่อากาศออกก่อน พับปีกผีเสื้อเข้าหากัน แทงเข็มตรงตำแหน่งหลอดเลือดที่ต้องการโดยทำมุมกับผิวหนังประมาณ 10-30 องศา เมื่อปลายเข็มผ่านผนังหลอดเลือดจะมีเลือดไหลย้อนเข้าสู่เข็ม ให้หยุดแทงแล้วค่อยๆ สอดปลายเข็มไปตามแนวของหลอดเลือด เมื่อเข้าไปเรียบร้อยแล้วจึงตรึงเข็มให้อยู่กับที่ด้วยพลาสเตอร์พันแผล เมื่อให้สารครบตามปริมาณที่ต้องการแล้ว ให้ถอนเข็มฉีดยาออก ใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่ผ่านการฆ่าเชื้อแล้วกดตรงตำแหน่งที่แทงเข็ม เพื่อห้ามเลือด และป้องกันไม่ให้เกิดเลือดคั่งที่ใบหู (Hematoma)

2.5 ฉีดเข้าใต้ผิวหนัง (Subcutaneous route) : ฉีดเข้าใต้ผิวหนังบริเวณหลังคอ ครั้งละ 1-2 มล. /น้ำหนักตัว 1 กก. หรือครั้งละไม่เกิน 10 มล. ใช้เข็มฉีดยาขนาด 21-25 G ยาว 1 – 1.25 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 5 หรือ 10 มล.

วิธีการ : จับบังคับกระต่ายโดยใช้ผู้ช่วยหรือกล่องบังคับกระต่ายโดยเปิดฝาด้านบนไว้ ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ดึงหนังบริเวณหลังคอขึ้น แล้วแทงเข็มเข้าใต้ผิวหนังตรงตำแหน่งหนังคอที่ถูกดึงขึ้น ดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้ามีเลือดไหลย้อนเข้าสู่หัวเข็มแสดงว่าปลายเข็มอยู่ในหลอดเลือด ให้ดึงเข็มถอยหลังเล็กน้อยเมื่อแน่ใจว่าปลายเข็มไม่อยู่ในหลอดเลือดแล้วจึงทำการฉีดสาร เมื่อให้สารครบตามปริมาณที่ต้องการแล้วให้ถอนเข็มฉีดยาออกใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่ผ่านการฆ่าเชื้อแล้วกดตรงตำแหน่งที่แทงเข็มเพื่อห้ามเลือด

- **สัตว์ปีก**

1. <u>ทางปาก</u>

1.1 ผสมน้ำและอาหาร

1.2 โดยการป้อน

2. <u>ทางจมูกหรือตา</u> : โดยพ่นหรือหยอดสาร

3. <u>ทางระบบไหลเวียนโลหิตโดยการฉีด</u>

3.1 ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (Intra-muscular route) : ครั้งละไม่เกิน 0.25 มล. /น้ำหนักตัว 2.5 กก.

3.2 ฉีดเข้าช่องท้อง (Intra-peritoneal route) : ครั้งละ 10-15 มล. /น้ำหนักตัว 2.5 กก.

3.3 ฉีดเข้าหลอดเลือด (Intra-venous route) : ครั้งละ 3-5 มล. /น้ำหนักตัว 2.5 กก.

3.4 ฉีดเข้าใต้ผิวหนัง (Subcutaneous route) : ครั้งละ 1-2 มล. /น้ำหนักตัว 2.5 กก.

3.5 ฉีดเข้าสมอง (Intra-cerebral route) : ฉีดด้วยเทคนิคปลอดเชื้อโดยแทงเข็มตรงเข้าไปทะลุผ่านกะโหลกซึ่งตำแหน่งที่ฉีดนั้นสามารถฉีดบริเวณใดของกะโหลกก็ได้แต่การฉีดทางด้านหลังของกะโหลกจะฉีดได้ง่ายกว่าทางด้านหน้า ฉีดได้ครั้งละ 0.05 มล. ใช้เข็มฉีดยาสำหรับฉีดเข้าใต้หนัง (Hypodermic needle) ซึ่งมีเส้นผ่านศูนย์กลาง 0.45 มม. และยาว 5 มม. (FAO, 1978) ตัวอย่างการปฏิบัติงานที่ต้องฉีดสารเข้าสมองสัตว์ปีก ได้แก่ การทดสอบความรุนแรงในการก่อโรค (Pathogenicity test) ของเชื้อไวรัสนิวคาสเซิลโดยวิธี ICPI (Intracerebral pathogenicity index)

- **สุกร**

1. <u>ทางปาก</u> : ปริมาณสารให้ได้ครั้งละ 10-15 มล. / กก.

1.1 ผสมน้ำและอาหาร

1.2 โดยการป้อน

2. <u>ทางระบบไหลเวียนโลหิตโดยการฉีด</u>

2.1 ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (Intra-muscular route) : ฉีดเข้ากล้ามเนื้อบริเวณลำคอและสะโพก (Neck and gluteal muscle) ใช้เข็มฉีดยาขนาด 21-25 G ยาว 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล.

วิธีการ : ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ กรณีฉีดเข้ากล้ามเนื้อสะโพก ให้ผู้ช่วยจับสุกรอยู่ในท่านอนตะแคงใช้มือทั้งสองข้างจับรวบขาหน้าและขาหลังทั้งสองไว้ โดยให้สุกรหันหน้าออกจากตัวผู้ช่วยจับและหันเข้าหาตัวผู้ปฏิบัติการให้สาร กรณีฉีดเข้ากล้ามเนื้อบริเวณลำคอ ให้ผู้ช่วยใช้มือข้างหนึ่งจับที่คอ ส่วนมืออีกข้างหนึ่งจับรวบขาหลัง แทงเข็มเข้าไปยังตำแหน่งที่กำหนด ให้เข็มฉีดยาทำมุมประมาณ 45 องศากับตัวสุกร ดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้ามีเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็มแสดงว่าปลายเข็มทะลุอยู่ในหลอดเลือด ให้ดึงเข็มฉีดยาถอยหลังเล็กน้อย แล้วจึงฉีดสารตามต้องการ

2.2 ฉีดเข้าช่องท้อง (Intra-peritoneal route) : ฉีดเข้าบริเวณหน้าท้อง ค่อนไปทางด้านล่างของสะดือประมาณ 1-2 นิ้ว (ขึ้นกับขนาดตัวสัตว์) ใกล้แนวเส้นกึ่งกลางตัว ใช้เข็มฉีดยาขนาด 21-23 G ยาว 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล.

วิธีการ : ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ให้ผู้ช่วยจับสุกรอยู่ในท่านอนหงายโดยการจับรวบขาหน้าและขาหลังทั้งสองข้างเข้าด้วยกัน ให้ส่วนหัวอยู่ต่ำกว่าส่วนท้ายเล็กน้อยเพื่อให้อวัยวะภายในช่องท้องโดยเฉพาะลำไส้ไหลลงไปทางด้านกระบังลม ทำความสะอาดผิวหนังบริเวณที่จะแทงเข็มด้วยทิงเจอร์ไอโอดีนหรือ 70% แอลกอฮอล์ ดึงผิวหนังหน้าท้องให้ขยับไปทางด้านหัว แทงเข็มฉีดยาผ่านชั้นผิวหนัง (ให้ปลายเข็มฉีดยาพุ่งไปทางด้านหัว) แล้วจึงเบนปลายเข็มผ่านผนังช่องท้องเข้าสู่ช่องท้อง ไม่ควรแทงเข็มทะลุชั้นผิวหนังผ่านเข้าสู่ช่องท้องโดยตรง เพราะจะทำให้เกิดรอยเข็มที่ช่องท้องเมื่อถอนเข็ม ขณะฉีดสารเข้าช่องท้องต้องไม่รู้สึกว่ามีแรงต้าน หากรู้สึกว่าฉีดสารลำบาก แสดงว่าปลายเข็มอาจแทงทะลุอวัยวะภายในช่องท้องอวัยวะใดอวัยวะหนึ่ง หลังจากฉีดสารครบตามปริมาณที่ต้องการ ถอนเข็มฉีดยาออกปล่อยผิวหนังให้เลื่อนกลับสู่สภาวะปกติ ผิวหนังจะซ้อนปิดรูเข็มที่เกิดบนชั้นผนังช่องท้อง

2.3 ฉีดเข้าหลอดเลือด (Intra-venous route) : ฉีดเข้าหลอดเลือดดำที่ใบหู (Marginal ear vein) ใช้เข็มฉีดยาขนาด 21-23 G ยาว 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล.

วิธีการ : การจับบังคับและควบคุมต้องการความมั่นคงมากกว่าการฉีดสารวิธีอื่นๆ หรืออาจมีการใช้ยาชาเฉพาะที่ตรงตำแหน่งแทงเข็ม ให้ผู้ช่วยจับสุกรอยู่ในท่านอนหงายโดยการจับรวบขาหน้าและขาหลังทั้งสองข้างเข้าด้วยกัน อาจใช้เครื่องช่วยบังคับและควบคุม เช่น โต๊ะผ่าตัด เชือกผูกขา ห่วงเชือกคล้องจมูก

เป็นต้น ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ใช้นิ้วโป้งและนิ้วนางจับปลายใบหูแล้วดึงใบหูให้ตึง ขณะเดียวกันใช้นิ้วชี้และนิ้วกลางหนีบกดที่บริเวณโคนใบหูตรงตำแหน่งที่เป็นจุดเริ่มต้นของหลอดเลือดดำที่ขอบใบหู เพื่อให้เลือดคั่งในหลอดเลือด (อาจให้ผู้ช่วยทำการบีบหลอดเลือดหรือดึงใบหูก็ได้) แทงเข็มเข้าตรงตำแหน่งหลอดเลือดให้เข็มทำมุมประมาณ 30 องศากับแนวหลอดเลือด โดยเริ่มจากปลายใบหูไล่ขึ้นมาเพื่อเป็นการสงวนตำแหน่งหลอดเลือด หากต้องแทงเข็มใหม่กรณีที่พลาดจากครั้งแรก ลองดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็นเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็ม ให้คลายนิ้วที่กดหลอดเลือดจากนั้นจึงเดินสารที่จะให้ตามต้องการ เมื่อให้สารครบตามปริมาณที่ต้องการแล้ว ให้ถอนเข็มฉีดยาออก ใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่ผ่านการฆ่าเชื้อแล้วกดตรงตำแหน่งที่แทงเข็มเพื่อห้ามเลือด และป้องกันไม่ให้เกิดเลือดคั่งที่ใบหู

2.4 ฉีดเข้าใต้ผิวหนัง (Subcutaneous route) : ฉีดเข้าใต้ผิวหนังบริเวณด้านข้างของลำคอหรือหลังหู ใช้เข็มฉีดยาขนาด 21-25 G ยาว 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล.

วิธีการ : ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ให้ผู้ช่วยจับสุกรโดยใช้ห่วงเชือกผูกปากมัดกับเสาคอกหรือผู้ช่วยถือ hog board ต้อนสุกรเข้าเบียดกันในมุมคอก ผู้ปฏิบัติงานใช้นิ้วโป้งและนิ้วชี้ดึงผิวหนังด้านข้างของลำคอขึ้น แล้วแทงเข็มผ่านผิวหนังตรงบริเวณที่กำหนด ให้เข็มฉีดยาทำมุมประมาณ 45 องศากับตัวสุกร ดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้ามีเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็มแสดงว่าปลายเข็มทะลุอยู่ในหลอดเลือด ให้ดึงเข็มฉีดยาถอยหลังเล็กน้อย แล้วจึงฉีดสารตามต้องการ

- **สัตว์ใหญ่ เช่น โค แพะ แกะ**

1. <u>ทางปาก</u> : ปริมาณสารให้ได้ครั้งละ 10-15 มล. /กก.

1.1 ผสมน้ำและอาหาร

1.2 โดยการป้อน

2. <u>ทางระบบไหลเวียนโลหิตโดยการฉีด</u>

2.1 ฉีดเข้ากล้ามเนื้อ (Intra-muscular route) : ฉีดเข้ากล้ามเนื้อบริเวณลำคอและสะโพก (Neck and gluteal muscle) ใช้เข็มฉีดยาขนาด 18-25 G ยาว 1 - 1.5 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล.

วิธีการ : ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ให้ผู้ช่วยจับสัตว์ทดลองโดยใช้เชือกผูกกับเสาคอกหรืออยู่ในซองบังคับสัตว์ สำหรับแพะ แกะ สามารถจับให้อยู่ในท่านอนตะแคงก็ได้ ใช้มือข้างที่ไม่ถนัดบีบมัดกล้ามเนื้อแทงเข็มเข้าไปยังตำแหน่งที่กำหนด ให้เข็มฉีดยาทำมุมประมาณ 45 องศากับตัวสัตว์ทดลอง ดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อยก่อนฉีดสาร เพื่อให้แน่ใจว่าปลายเข็มไม่ได้ผ่านเข้าหลอดเลือด

2.2 ฉีดเข้าหลอดเลือด (Intra-venous route) : ฉีดเข้าหลอดเลือดดำที่คอ (Jugular vein) สำหรับโค แพะ แกะ หรือหลอดเลือดดำที่ขาหน้า (Cephalic vein) เฉพาะในแพะ แกะ ใช้เข็มฉีดยาขนาด 21-25 G ยาว 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล.

วิธีการ : ผู้ช่วยจับสัตว์ทดลองโดยใช้เชือกผูกกับเสาคอกหรืออยู่ในซองบังคับสัตว์สำหรับการฉีดสารเข้าหลอดเลือดดำที่คอ ส่วนการฉีดสารเข้าหลอดเลือดดำที่ขาหน้าจะจับบังคับสัตว์ให้อยู่ในท่านอน (นอนคว่ำหรือนอนตะแคงก็ได้) ใช้มือกดหรือใช้เชือกรัดบริเวณหลอดเลือดดำที่คอ หรือใช้มือกำรอบโคนขาตอนบนของแพะ แกะเพื่อให้หลอดเลือดขยายตัว ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ แทงเข็มเข้าไปยังตำแหน่งที่เห็นหลอดเลือดแล้วลองดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็นเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็ม ปล่อยมือหรือเชือกที่กดหรือรัดหลอดเลือดเมื่อเริ่มฉีดสาร ใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่สะอาดกดตรงตำแหน่งที่ถอนเข็มฉีดยาออกนานประมาณ 1 นาที เพื่อห้ามเลือด

2.3 ฉีดเข้าใต้ผิวหนัง (Subcutaneous route) : ฉีดเข้าใต้ผิวหนังบริเวณลำคอต่อกับหัวไหล่ ใช้เข็มฉีดยาขนาด 18-25 G ยาว 1 - 1.5 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล.

วิธีการ : ฉีดโดยเทคนิคปลอดเชื้อ ให้ผู้ช่วยจับสัตว์ทดลองโดยใช้เชือกผูกกับเสาคอกหรืออยู่ในซองบังคับสัตว์ ผู้ปฏิบัติงานใช้นิ้วโป้งและนิ้วชี้ดึงผิวหนังด้านข้างของลำคอขึ้น แล้วแทงเข็มผ่านผิวหนังตรงบริเวณที่กำหนด ให้เข็มฉีดยาทำมุมประมาณ 45 องศากับตัวสัตว์ ดึงก้านสูบถอยหลังเล็กน้อย ถ้ามีเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็มแสดงว่าปลายเข็มทะลุอยู่ในหลอดเลือด ให้ดึงเข็มฉีดยาถอยหลังเล็กน้อย แล้วจึงฉีดสารตามต้องการ

2. การเก็บตัวอย่างจากตัวสัตว์ทดลอง (Collection of specimens)

ตัวอย่างที่เก็บจากตัวสัตว์ทดลองสำหรับงานด้านการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์มี 3 ประเภท ด้วยกัน ได้แก่

2.1 การเก็บตัวอย่างจากการป้ายเชื้อ (Swab) : ใช้ในการทดสอบความปลอดภัยของวัคซีนเชื้อเป็นบางชนิด เช่น วัคซีน PRRS เพื่อทดสอบว่าวัคซีนขับแพร่เชื้อไปยังสุกรตัวอื่นๆ ได้หรือไม่ หรือการศึกษาการแพร่กระจายของเชื้อหรือการตกค้างของเชื้อในอวัยวะของสัตว์ การเก็บตัวอย่างโดยการ swab นี้อาจได้ปริมาณเชื้อน้อยกว่าการเก็บตัวอย่างจากอวัยวะโดยตรงแต่เป็นวิธีที่สะดวกและง่ายในการส่งตัวอย่างไปยังห้องปฏิบัติการ การ swab สามารถทำได้ทั้งการป้ายเก็บเชื้อไวรัสและแบคทีเรีย ซึ่งการเลือกใช้ชุดอุปกรณ์ swab สำเร็จรูปที่มีขายในท้องตลาด ควรเลือกใช้ให้เหมาะกับชนิดของเชื้อที่ต้องการเก็บเพราะชุดอุปกรณ์ swab สำหรับการเก็บแยกเชื้อไวรัสจะใส่ยาปฏิชีวนะลงไปด้วยไม่ควรใช้สำหรับการป้ายเก็บเชื้อแบคทีเรีย (Lucio-Martinez et al., 2010)

รูปที่ 7 แสดงชุดอุปกรณ์ swab สำเร็จรูปและการทำ tracheal swab ในไก่ทดลอง

2.2 การเก็บตัวอย่างอวัยวะ : การทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์มีการปฏิบัติงานที่ต้องเก็บตัวอย่างอวัยวะจากสัตว์ทั้งการนำมาแยกเพาะเชื้อเพื่อทดสอบการติดเชื้อ การเพิ่มจำนวนและความรุนแรงของเชื้อเพื่อเตรียมเป็นเชื้อพิษทับสำหรับการทดสอบความคุ้มโรคของวัคซีน การเก็บตัวอย่างอวัยวะเพื่อตรวจทางจุลพยาธิวิทยา (Histopathology) เช่น การทดสอบความคุ้มโรคของวัคซีนกัมโบโร หรือวัคซีนโรคหลอดลมอักเสบติดต่อ ซึ่งการเก็บตัวอย่างอวัยวะนั้นเป็นการเก็บจากสัตว์ทดลองที่ตายแล้วทั้งจากการติดเชื้อและจากการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ ซึ่งวิธีการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบนั้นควรพิจารณาถึงผลต่อเชื้อที่จะเก็บตัวอย่างด้วย

2.3 การเก็บตัวอย่างเลือด : การใช้ประโยชน์จากการเก็บตัวอย่างเลือดของสัตว์ทดลองในงานทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์นั้น ได้แก่ การนำมาตรวจระดับภูมิคุ้มกัน (Antibody titer) ของสัตว์ก่อนและหลังการทดสอบประสิทธิภาพของวัคซีน การทดสอบเพื่อให้แน่ใจว่าสัตว์ทดลองที่จะนำมาใช้นั้นไม่มีระดับภูมิคุ้มกันต่อวัคซีนที่จะใช้ทดสอบ (Sero-negative) การเจาะเลือดเพื่อนำมาใช้เป็นสารทดสอบ เช่น เจาะเลือดสัตว์เพื่อนำมาเตรียมเม็ดเลือดแดงสำหรับการทดสอบ Haemagglutination (HA test) และการทดสอบ Haemagglutination Inhibition (HI test) การเจาะเลือดแกะทดลองเพื่อนำมาเตรียมเป็น blood agar สำหรับการทดสอบการปนเปื้อนเชื้อแบคทีเรีย เป็นต้น

RAR (Research Animal Resources) ของมหาวิทยาลัยมินเนสโซตา (2006) ได้ให้คำแนะนำเกี่ยวกับปริมาณของเลือดที่สามารถเก็บได้จากสัตว์ทดลองโดยที่ไม่ทำให้สัตว์ทดลองเป็นอันตรายไว้ ดังนี้

- การเจาะเก็บตัวอย่างเลือดเพียงครั้งเดียวโดยไม่มีการเจาะซ้ำอีก โดยเป็นการเจาะเก็บเลือดในปริมาณมากๆ ร่วมกับการให้สารน้ำเข้าหลอดเลือดเพื่อทดแทน สามารถเจาะเลือดได้ในปริมาณมากสุดไม่เกิน 2% ของน้ำหนักตัวสัตว์ (ในปริมาตรเป็นมิลลิลิตรต่อน้ำหนักตัวเป็นกิโลกรัม) เช่น สามารถเจาะเลือดกระต่ายที่หนัก 1 กก. ได้ไม่เกิน 20 มล. หรือแกะหนัก 70 กก. สามารถเจาะเลือดได้ไม่เกิน 1,400 มล. โดยที่เจาะเลือดออกไปอย่างช้าๆ และสม่ำเสมอ
- การเจาะเก็บตัวอย่างเลือดที่มีการเจาะซ้ำหลายครั้งแต่มีระยะห่างของการเจาะแต่ละครั้งห่างกันหลายสัปดาห์ สามารถเจาะเลือดได้ในปริมาณมากสุดไม่เกิน 1% ของน้ำหนักตัว เช่น หนูไมซ์หนัก 15 ก.

สามารถเจาะเลือดได้ครั้งละไม่เกิน 0.15 มล. โดยปกติร่างกายจะเริ่มการสร้างปริมาณเลือดมาทดแทนเลือดที่เสียไปภายใน 24 ชั่วโมงหลังจากถูกเจาะเก็บเลือดและใช้เวลาประมาณ 2 สัปดาห์ให้การสร้างให้ปริมาณเลือดในร่างกายกลับมาเป็นปกติ

- การเจาะเก็บตัวอย่างเลือดที่มีการเจาะซ้ำหลายครั้ง โดยมีความถี่ในการเจาะแต่ละครั้งมากกว่า 1 ครั้งในทุกๆ 2 สัปดาห์ ปริมาณเลือดที่สามารถเจาะเก็บได้ในแต่ละครั้งต้องไม่เกิน 0.5% ของน้ำหนักตัวสัตว์

- การเจาะเก็บตัวอย่างเลือดเพื่อปลดสัตว์ทดลองในวันสิ้นสุดการทดสอบ ต้องทำในขณะที่สัตว์ทดลองอยู่ภายใต้ฤทธิ์ของสารทำสลบ หลังจากเจาะเลือดให้ได้ปริมาณเลือดมากที่สุดเท่าที่ต้องการจนสัตว์ตายแล้วแนะนำให้ใช้วิธีการทำให้สัตว์ตายวิธีอื่นร่วมด้วยเพื่อให้แน่ใจว่าสัตว์ทดลองตายอย่างสงบแน่นอน

การเจาะเก็บตัวอย่างเลือดในสัตว์ทดลองไม่ว่าจะใช้วิธีการใดก็ตามต้องห้ามเลือดตรงตรงบริเวณที่เจาะให้เลือดหยุดสนิทก่อนปล่อยสัตว์กลับเข้าสู่กรง โดยใช้ใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่สะอาดกดตรงตำแหน่งที่ถอนเข็มฉีดยาออกนานประมาณ 2-3 นาที

การเก็บตัวอย่างเลือดในสัตว์ทดลองแต่ละชนิด มีดังนี้

- **หนูไมซ์**

หลอดเลือดที่นิยมใช้ในการเก็บตัวอย่างเลือด ได้แก่

1. เบ้าตา (Retro-orbital venous plexus) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ ตำแหน่งที่เจาะคือ เบ้าตาด้านล่าง (Medial canthus) โดยใช้หลอดแก้วขนาดเล็ก (Capillary tube)

วิธีการ : ทำให้สัตว์ปราศจากความรู้สึกด้วยวิธีให้สารดมสลบ จับหัวหนูไมซ์ให้อยู่กับที่บนโต๊ะ ใช้หลอดแก้วขนาดเล็กแทง (หมุนปั่นไปมาอยู่กับที่) ตรงหัวตาด้านล่างลึกไม่เกิน 2-3 มม. จนเห็นมีเลือดไหลเข้าสู่หลอดแก้ว เมื่อเก็บเลือดได้ตามต้องการแล้ว ใช้ผ้ากอซหรือสำลีสะอาดกดตรงเบ้าตานานประมาณ 1 นาทีเพื่อห้ามเลือด เช็ดทำความสะอาดให้เรียบร้อยและต้องแน่ใจว่าเลือดหยุดไหลแล้วจึงจะนำสัตว์กลับคืนกรงได้

2. หลอดเลือดดำที่หาง ก่อนปฏิบัติการเก็บเลือดควรแช่หางหนูไมซ์ในน้ำอุ่นนาน 5-10 วินาที หรือใช้หลอดไฟขนาด 40-100 วัตต์ ส่องนาน 5-15 นาที หรือใช้ Xylene เช็ดเพื่อให้หลอดเลือดขยายตัว

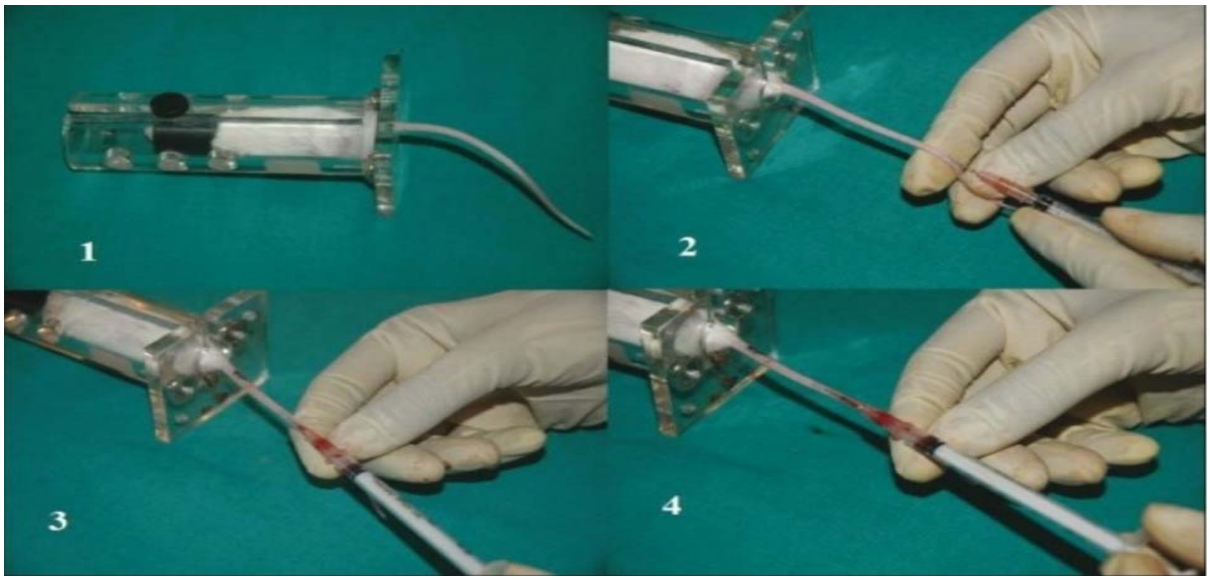
<u>วิธีที่ 1</u> : การขลิบหรือตัดปลายหาง (Tail tip) โดยใช้มีดผ่าตัด (Scapel blade) หรือกรรไกรผ่าตัด หลอดแก้วขนาดเล็กหรือหลอดเก็บเลือด (Microvette) หรือสไลด์

วิธีการ : จับบังคับและควบคุมหนูไมซ์ด้วยมือหรือใช้เครื่องมือช่วย ปฏิบัติงานด้วยเทคนิคปลอดเชื้อ จับปลายหางให้แน่นเหนือส่วนที่จะตัด จากนั้นใช้กรรไกรขลิบหรือใช้มีดผ่าตัดตัดที่ความยาว 0.5-1 มม. จากปลายหาง แล้วเลื่อนขึ้นทางโคนหางครั้งละประมาณ 3-5 มม. ในครั้งต่อไป ใช้นิ้วมือบีบไล่เลือดเริ่มจากโคนหางแล้วไล่ลงมาให้เลือดหยดลงสู่หลอดเก็บเลือดหรือหยดเลือดลงบนกระจกสไลด์โดยตรงก็ได้ หรือใช้หลอดแก้วขนาดเล็กแตะตรงปลายหางที่ขลิบเลือดจะไหลเข้าสู่หลอดแก้วเอง เมื่อเก็บเลือดได้ตามต้องการแล้ว

ใช้ผ้ากอซหรือสำลีสะอาดกดตรงบริเวณที่ขลิบหรือตัดประมาณ 2-3 นาทีเพื่อห้ามเลือด เช็ดทำความสะอาดให้เรียบร้อยและต้องแน่ใจว่าเลือดหยุดไหลแล้วจึงจะนำสัตว์กลับคืนกรงได้

<u>วิธีที่ 2</u> : การเก็บจากหลอดเลือดดำ (Tail vein) ใช้เข็มฉีดยาขนาด 25-30 G ยาว 0.5 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล. หรือ tuberculin syringe หลอดแก้วขนาดเล็ก หรือหลอดเก็บเลือด หรือสไลด์

วิธีการ : จับบังคับและควบคุมหนูไมซ์ด้วยมือหรือใช้เครื่องมือช่วย ปฏิบัติงานด้วยเทคนิคปลอดเชื้อ ดึงหางหนูให้เหยียดตรงพร้อมกับใช้นิ้วบีบที่โคนหาง จะเห็นหลอดเลือดชัดเจนบริเวณด้านข้างของหางทั้ง 2 ข้าง แทงเข็มที่ติดกับกระบอกฉีดยาเข้าไปยังบริเวณที่เห็นหลอดเลือดแล้วลองดึงก้านสูบเล็กน้อย เลือดจะไหลเข้าสู่เข็มฉีดยา คลายนิ้วมือที่บีบโคนหางออกแล้วดึงก้านสูบช้าๆ หรืออาจปลดกระบอกฉีดยาออกแล้วปล่อยให้เลือดไหลเองก็ได้ เมื่อเก็บเลือดได้ตามต้องการแล้ว ห้ามเลือดและเช็ดทำความสะอาดให้เรียบร้อยแล้วจึงนำหนูกลับคืนกรง



<u>รูปที่ 8</u> แสดงการเก็บตัวอย่างเลือดจากหลอดเลือดดำ (Tail vein) ของหนูไมซ์

3. แอ่งเลือดที่รักแร้ (Axillary pouch) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ วิธีนี้ใช้ในกรณีเก็บตัวอย่างเลือดเพื่อปลดสัตว์ทดลองในวันสิ้นสุดการทดสอบ โดยใช้มีดผ่าตัด หรือกรรไกรผ่าตัด กระบอกฉีดยาขนาด 3-5 มล. หรือ pasture pipette

วิธีการ : ทำให้สัตว์หมดความรู้สึกด้วยวิธีให้ยาดมสลบ ใช้หมุดตรึงขาทั้งสี่ขณะที่หนูอยู่ในท่านอนหงาย ปฏิบัติงานด้วยเทคนิคปลอดเชื้อ ใช้มีดผ่าตัดกรีดผิวหนังที่บริเวณรักแร้หรือใช้กรรไกรผ่าตัดเปิดหนังบริเวณซอกขาหน้าจนเห็นหลอดเลือด ใช้ปลายมีดหรือปลายกรรไกรตัดหลอดเลือดให้ขาด เลือดจะไหลลงสู่แอ่งที่ตัดเปิดแล้วจึงใช้กระบอกฉีดยาหรือ pasture pipette ดูดเก็บเลือด เมื่อปฏิบัติงานเสร็จสิ้นแล้วต้องตรวจสอบให้แน่ใจว่าสัตว์เสียชีวิตแล้ว

4. ขากรรไกร (Sub-mandibular หรือ Mandibular puncture) ตำแหน่งที่เก็บ คือ มุมปาก หรือมุมขากรรไกร โดยใช้มีดผ่าตัด หรือเข็มฉีดยาขนาด 18 G ยาว 0.5 นิ้ว หลอดเก็บเลือด

วิธีการ : จับบังคับและควบคุมหนูไมซ์โดยรวบดึงหนังที่บริเวณหลังคอให้ตึง อาจให้ยาซึม เพื่อช่วยให้สัตว์สงบ ปฏิบัติงานด้วยเทคนิคปลอดเชื้อ ใช้มีดหรือเข็มฉีดยาแทงตรงตำแหน่งมุมปากระหว่างขากรรไกรบนและล่าง แล้วจึงใช้หลอดเก็บเลือดรองรับเลือดที่ไหลออกมา เมื่อเก็บเลือดได้ครบตามปริมาณที่ต้องการ ห้ามเลือดและเช็ดทำความสะอาดให้เรียบร้อยแล้วจึงนำหนูกลับคืนกรง

5. หลอดเลือดดำที่ขา (Saphenous vein) ตำแหน่งที่เจาะ คือ ขาหลังด้านนอก โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 23 G ยาว 0.5 นิ้ว หลอดเก็บเลือด หรือสไลด์

วิธีการ : จับบังคับและควบคุมหนูไมซ์ด้วยมือหรือใช้เครื่องมือช่วย ดึงขาหลังหนูให้เหยียดออกแล้วโกนขนตรงบริเวณขาหลัง ปฏิบัติงานด้วยเทคนิคปลอดเชื้อ แทงเข็มตรงตำแหน่งที่มองเห็นหลอดเลือด จากนั้นปล่อยให้เลือดหยดลงสู่หลอดเก็บเลือดหรือสไลด์ เมื่อเก็บเลือดได้ครบตามปริมาณที่ต้องการ ห้ามเลือดและเช็ดทำความสะอาดให้เรียบร้อยแล้วจึงนำหนูกลับคืนกรง

6. หัวใจ (Cardiac puncture) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ วิธีนี้ใช้ในกรณีเจาะเก็บตัวอย่างเลือดเพื่อปลดสัตว์ทดลองในวันสิ้นสุดการทดสอบ ตำแหน่งที่เจาะ คือ ประมาณใต้ xiphoid cartilage โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 22 G ยาว 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 1 มล.

วิธีการ : ทำให้สัตว์หมดความรู้สึกด้วยวิธีให้ยาดมสลบ จับหนูในท่านอนหงาย แทงเข็มที่ติดกับกระบอกฉีดยาเข้าตรงใต้ xiphoid cartilage ตำแหน่งประมาณกึ่งกลางค่อนไปทางขวาเล็กน้อย ให้ปลายเข็มผ่านจากช่องท้องทะลุกระบังลมเข้าสู่หัวใจ เข็มและกระบอกฉีดยาจะทำมุมประมาณ 20-30 องศากับกระดูกหน้าอก ดึงก้านสูบเพื่อดูดเลือดเข้าสู่กระบอกฉีดยาช้าๆ เมื่อปฏิบัติงานเสร็จสิ้นแล้วต้องตรวจสอบให้แน่ใจว่าสัตว์เสียชีวิตแล้ว

ปัจจุบันวิธีการเจาะเก็บตัวอย่างเลือดโดยวิธีการขลิบหรือตัดปลายหางและเก็บเลือดจากเบ้าตานั้นไม่แนะนำให้ทำเนื่องจากเป็นการทรมานสัตว์ทดลอง สัตว์ได้รับความเจ็บปวดมากกว่าการใช้เข็มเจาะเลือด ใช้เวลานานกว่าแผลที่เกิดจะหาย มีความเสี่ยงที่จะติดเชื้อเกิดภาวะแทรกซ้อนขึ้นได้ (RAR, 2006)

- **หนูแรท**

การทำให้หลอดเลือดขยายตัวและการเก็บเลือดสามารถปฏิบัติด้วยวิธีการเดียวกับหนูไมซ์ ตำแหน่งที่นิยมใช้ในการเก็บตัวอย่างเลือดสำหรับหนูแรท ได้แก่

1. เบ้าตา (Retro-orbital venous plexus) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ
2. หลอดเลือดดำที่หาง (Tail vein หรือ tail tip)
3. แอ่งเลือดที่รักแร้ (Axillary pouch) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ
4. หลอดเลือดดำที่ขาหลัง (Saphenous vein)

5. หลอดเลือดดำที่คอ (Jugular vein) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 25 G ยาว 0.5 – 1 นิ้ว หลอดเก็บเลือด

วิธีการ : ทำให้สัตว์หมดความรู้สึกด้วยวิธีให้ยาดมสลบ ควรทายาชาเฉพาะที่ตรงบริเวณที่จะเจาะก่อนการเก็บตัวอย่างเลือดประมาณ 30 นาที โกนขนบริเวณที่จะเจาะ ปฏิบัติงานด้วยเทคนิคปลอดเชื้อ ให้ผู้ช่วยดึงหัวหนูให้บริเวณคอเหยียดออกให้มากที่สุด (Hyperextension) หลอดเลือดดำที่คอจะมองเห็นได้ชัดเป็นเส้นสีน้ำเงินอยู่ทางด้านข้างห่างจากรอยต่อระหว่างกระดูก sternum และ clavicle (Sternoclavicular junction) ประมาณ 2-4 มม. แทงเข็มเข้าสู่หลอดเลือด โดยหันปลายเข็มไปทางด้านหัวสัตว์ ดึงก้านสูบช้าๆ โดยระวังไม่ให้ปลายเข็มเจาะเข้าไปในหลอดเลือดมากเกินกว่า 3-4 มม. เพื่อป้องกันหลอดเลือดแตก การเก็บตัวอย่างเลือดโดยวิธีนี้ไม่ควรเก็บเลือดเกินกว่า 1 มล. (Parasuraman et al., 2010) เมื่อเก็บเลือดได้ครบตามปริมาณที่ต้องการแล้ว ใช้ผ้ากอซหรือสำลีสะอาดกดบริเวณที่เจาะนานประมาณ 1 นาทีเพื่อห้ามเลือด เช็ดทำความสะอาดให้เรียบร้อยและต้องแน่ใจว่าเลือดหยุดไหลแล้วจึงจะนำสัตว์กลับคืนกรงได้

6. หลอดเลือดดำใต้ลิ้น (Sublingual vein) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ ตำแหน่งที่เจาะ คือ ใต้ลิ้น โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 23 G ยาว 0.5 – 1 นิ้ว หลอดเก็บเลือด หรือสไลด์

วิธีการ : ทำให้สัตว์หมดความรู้สึกด้วยวิธีให้ยาดมสลบ ให้หนูในท่านอนหงาย จับหนูอ้าปาก ดึงและยกปลายลิ้นขึ้นแล้วใช้เข็มฉีดยาแทงที่ใต้ลิ้น จับตัวหนูห้อยหัวลงให้อยู่ในแนวตั้งฉาก จากนั้นปล่อยให้เลือดหยดลงสู่หลอดเก็บเลือดหรือสไลด์ เมื่อเก็บเลือดได้ครบตามปริมาณที่ต้องการ ห้ามเลือดและเช็ดทำความสะอาดให้เรียบร้อยแล้วจึงนำหนูกลับคืนกรง

7. หัวใจ (Cardiac puncture) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ

<u>รูปที่ 9</u> แสดงการเก็บตัวอย่างเลือดจากหัวใจ (Cardiac puncture) ของหนูแรท

- **แฮมสเตอร์**

ปฏิบัติเช่นเดียวกับหนูไมซ์และหนูแรท หลอดเลือดที่นิยมใช้ในการเก็บตัวอย่างเลือด ได้แก่

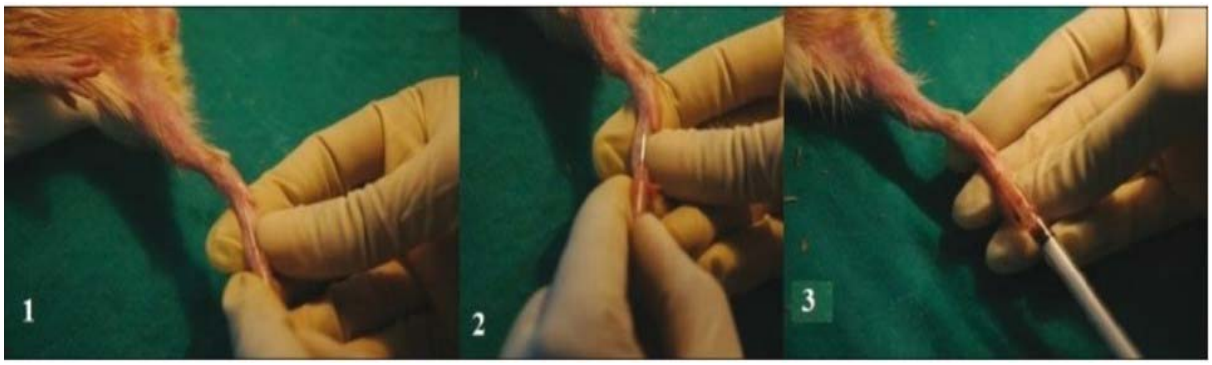
1. หลอดเลือดดำที่คอ (Jugular vein)
2. เบ้าตา (Retro-orbital venous plexus)
3. หลอดเลือดดำที่ขาหลัง (Femoral vein) ปฏิบัติเช่นเดียวกับที่ Saphenous vein

- **หนูตะเภา**

ปฏิบัติเช่นเดียวกับหนูไมซ์และหนูแรท หลอดเลือดที่นิยมใช้ในการเก็บตัวอย่างเลือด ได้แก่

1. หลอดเลือดดำที่ขาหลัง (Saphenous vein)
2. หลอดเลือดดำที่เท้า (Tarsal vein) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ ตำแหน่งที่เจาะ คือ ด้านหลังเท้าของขาหลัง โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 22-23 G ยาว 0.5 นิ้ว หลอดเก็บเลือด

วิธีการ : ทำให้สัตว์หมดความรู้สึกด้วยวิธีให้ยาดมสลบ ควรทายาชาเฉพาะที่ตรงบริเวณที่จะเจาะก่อนการเก็บตัวอย่างเลือดประมาณ 30 นาที โกนขนบริเวณที่จะเจาะ ปฏิบัติงานด้วยเทคนิคปลอดเชื้อ หลอดเลือดดำที่เท้าจะมองเห็นได้ชัดเป็นเส้นสีน้ำเงินอยู่ทางด้านหลังของเท้าหลังทั้ง 2 ข้าง แทงเข็มเข้าสู่หลอดเลือด ดึงก้านสูบช้าๆ การเก็บตัวอย่างเลือดโดยวิธีนี้เก็บเลือดได้ครั้งละ 0.1-0.3 มล. และควรเก็บเลือดไม่เกิน 3 ครั้งต่อขาหนึ่งข้าง (NC3Rs, 2009; Parasuraman et al., 2010) เมื่อเก็บเลือดได้ครบตามปริมาณที่ต้องการแล้ว ใช้ผ้ากอซหรือสำลีสะอาดกดบริเวณที่เจาะนานประมาณ 2 นาทีเพื่อห้ามเลือด เช็ดทำความสะอาดให้เรียบร้อยและต้องแน่ใจว่าเลือดหยุดไหลแล้วจึงจะนำสัตว์กลับคืนกรงได้



<u>รูปที่ 10</u> แสดงการเก็บตัวอย่างเลือดจากหลอดเลือดดำที่เท้า (Tarsal vein) ของหนูตะเภา

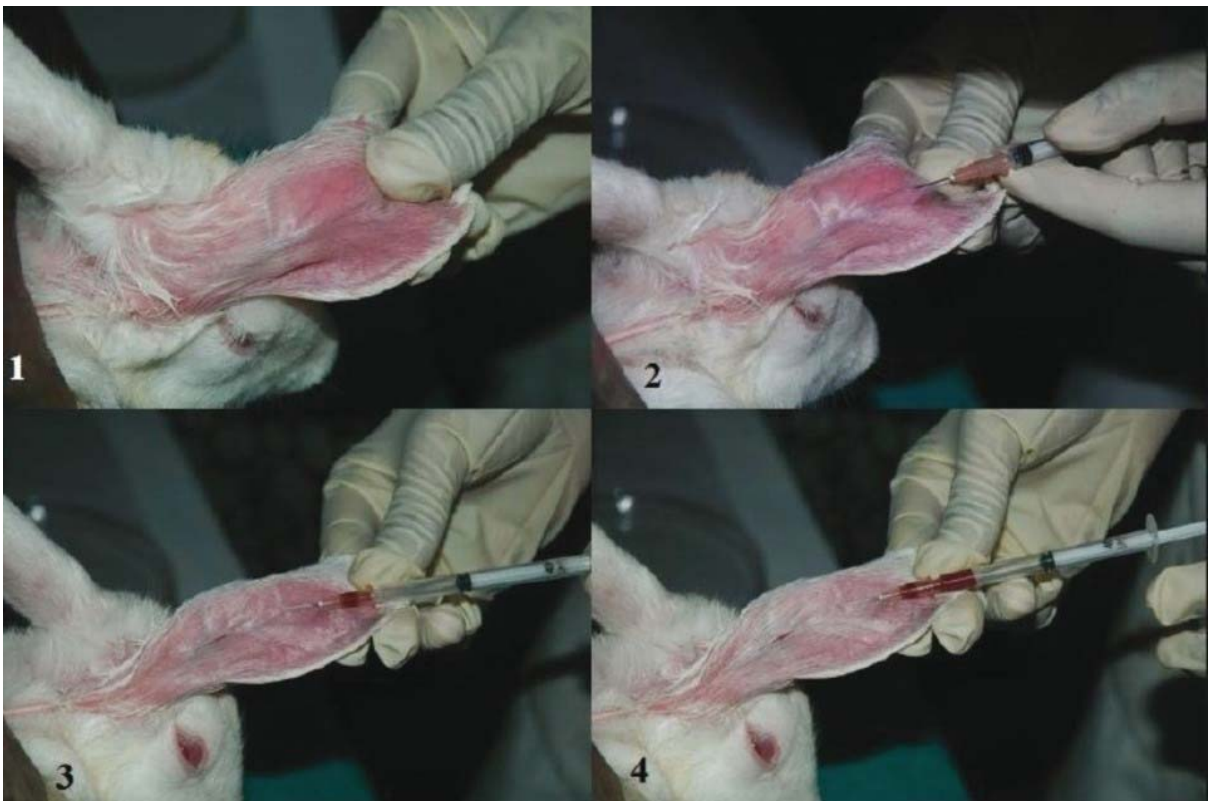
3. หัวใจ (Cardiac puncture) ควรปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบ

- **กระต่าย**

การเก็บเลือดจากกระต่ายนิยมเก็บจาก

1. หลอดเลือดดำที่ใบหู (Marginal ear vein)
2. หลอดเลือดแดงที่ใบหู (Central ear artery)

ทั้งสองวิธีปฏิบัติเช่นเดียวกับการให้สารเข้าหลอดเลือดดำที่ใบหู ต่างกันเพียงเปลี่ยนจากการฉีดสารเป็นการดูดเลือดเข้าสู่กระบอกฉีดยาและยังสามารถใช้หลอดแก้วรองรับหยดเลือดจากหัวเข็มฉีดยาโดยตรง



<u>รูปที่ 11</u> แสดงการเก็บตัวอย่างเลือดจากหลอดเลือดดำที่ใบหู (Marginal ear vein) ของกระต่าย

3. หัวใจ (Cardiac puncture) เป็นอวัยวะที่สามารถเก็บตัวอย่างเลือดได้มากที่สุด แต่เนื่องจากเป็นการปฏิบัติที่ทำให้เกิดความเจ็บปวดทรมานและมีอันตรายถึงชีวิต จึงต้องปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบเท่านั้นและทำในกรณีเมื่อสิ้นสุดการทดลอง ตำแหน่งที่เจาะ คือ หัวใจห้องล่าง โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 18-19 G ยาว 1.25 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 20 หรือ 50 มล.

วิธีการ : ขณะที่สัตว์อยู่ภายใต้ฤทธิ์ของสารทำสลบ จับบังคับกระต่ายโดยให้ผู้ช่วยจับรวบขาหน้าและขาหลังซ้าย-ขวาเข้าด้วยกัน จากนั้นดึงตัวสัตว์เหยียดยาวออกบนโต๊ะ ให้กระต่ายอยู่ในท่านอนหงาย คลำบริเวณทรวงอกด้านซ้ายของสัตว์จะรู้สึกถึงการเต้นของหัวใจ ให้หาตำแหน่งที่มีการเต้นแรงที่สุด กำหนดให้เป็นจุดแทงเข็มเพื่อเก็บเลือดโดยทั่วไปมักอยู่สูงจากกระดูกลิ้นปี่ (Xiphoid) ขึ้นมาประมาณ 1 นิ้ว และอยู่ไปทางด้านข้างห่างแนวกึ่งกลางลำตัวประมาณ 1 นิ้วเช่นกัน ตัดและโกนขนบริเวณดังกล่าว โดยเทคนิคปลอดเชื้อ ใช้เฉพาะหัวเข็มฉีดยาปักลงตรงตำแหน่งที่กำหนดไว้ โดยให้ปลายเข็มพุ่งเข้าหาแนวกลางลำตัว จากนั้นค่อยๆ ดันเข็มเข้าไปจนเห็นเลือดไหลออกมาจากเข็ม ต่อกระบอกฉีดยาเข้ากับหัวเข็ม จากนั้นดึงก้านสูบช้าๆ เพื่อดูดเลือดจากหัวใจตามปริมาณที่ต้องการ

- **สัตว์ปีก**

หลอดเลือดที่นิยมใช้ในการเก็บตัวอย่างเลือด ได้แก่

1. หลอดเลือดดำที่ปีก (Brachial wing vein) ตำแหน่งที่เจาะ คือ หลอดเลือดดำที่ด้านในของปีก โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 22-24 G ยาว 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล. หลอดเก็บเลือด

วิธีการ : จับบังคับสัตว์ให้อยู่ในท่านอนหงาย จับปีกกางออกจะสามารถเข้าถึงด้านในของปีกได้ การใช้ผ้าคลุมหัวสัตว์ไว้สามารถช่วยลดความเครียดของสัตว์ขณะปฏิบัติงานลงได้ ตรงบริเวณด้านข้างข้อศอกจะเห็นแนวของหลอดเลือด ใช้นิ้วหัวแม่มือกดที่หลอดเลือดตรงตำแหน่งที่อยู่ระหว่างลำตัวกับจุดที่จะแทงเข็ม หลอดเลือดจะโป่งขึ้น แทงเข็มเข้าหลอดเลือดโดยหันปลายเข็มไปทางด้านโคนปีก ให้เข็มฉีดยาทำมุมประมาณ 30-45 องศากับผิวหนัง ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็นเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็ม ยกนิ้วที่กดหลอดเลือดออก ดึงก้านกระบอกสูบถอยหลังช้าๆ เพื่อเก็บเลือดตามปริมาณที่ต้องการ เมื่อถอนเข็มฉีดยาออก ใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่สะอาดกดตรงตำแหน่งที่ถอนเข็มฉีดยาออกนานประมาณ 1 นาทีเพื่อห้ามเลือด

2. หลอดเลือดดำที่คอ (Jugular vein) โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 22-24 G ยาว 1 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 2-5 มล. หลอดเก็บเลือด

วิธีการ : จับบังคับสัตว์ให้อยู่ในท่านอนหงาย โดยให้หัวสัตว์อยู่ใกล้ตัวผู้ช่วยมือข้างหนึ่งของผู้ช่วยจับตรงฐานของกะโหลกศีรษะ ส่วนมืออีกข้างจับรวบขาทั้งสองข้างไว้ด้วยกัน การใช้ผ้าคลุมหัวสัตว์ไว้สามารถช่วยลดความเครียดของสัตว์ขณะปฏิบัติงานลงได้ แหวกขนที่อยู่บริเวณลำคอด้านขวา หลอดเลือดมักอยู่ใกล้ผิวหนังตรงตำแหน่งด้านบนค่อนไปทางด้านข้างของลำคอเล็กน้อย (หลอดเลือดด้านขวาจะใหญ่กว่าหลอดเลือดด้านซ้าย) ใช้นิ้วหัวแม่มือกดที่หลอดเลือดทางด้านฐานของลำคอ หลอดเลือดจะโป่งขึ้น แทงเข็มเข้าสู่หลอดเลือด โดยหันปลายเข็มไปทางด้านหัวสัตว์ให้เข็มฉีดยาทำมุม 30-45 องศากับผิวหนัง ระวังหลอดเลือดขยับหนีปลายเข็ม ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็นเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็ม ยกนิ้วที่กดหลอดเลือดออก ดึงก้านสูบถอยหลังช้าๆ เพื่อเก็บเลือดตามปริมาณที่ต้องการ เมื่อถอนเข็มฉีดยาออก ใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่สะอาดกดตรงตำแหน่งที่ถอนเข็มฉีดยาออกนานประมาณ 1 นาทีเพื่อห้ามเลือด

3. หัวใจ (Cardiac puncture) เป็นการปฏิบัติที่ทำให้เกิดความเจ็บปวดทรมานและมีอันตรายถึงชีวิต จึงต้องปฏิบัติขณะที่สัตว์สลบหรือปราศจากความรู้สึกเท่านั้นและทำในกรณีเมื่อสิ้นสุดการทดลอง ตำแหน่งที่เจาะ คือ บริเวณหน้าอกค่อนไปทางซ้ายของกระดูกหน้าอก (Sternum) โดยใช้เข็มฉีดยาขนาด 20-22 G ยาว 1 – 2 นิ้ว กระบอกฉีดยาขนาด 10-35 มล. หลอดเก็บเลือด

วิธีการ : จับบังคับสัตว์ให้อยู่ในท่านอนหงาย แทงเข็มเข้าหัวใจตรงตำแหน่งด้านล่างของกระดูกสันหน้าอก (Keel) ห่างจากแนวกึ่งกลางลำตัวออกไปทางด้านข้างประมาณ 1 นิ้ว โดยหันปลายเข็มไปทางหัวไหล่ ให้เข็มฉีดยาทำมุมประมาณ 45 องศากับตัวสัตว์ ถ้าเข้าหัวใจเลือดจะไหลเข้าสู่หัวเข็มทันที ดึงก้านสูบ

ถอยหลังช้าๆ เพื่อเก็บเลือดตามปริมาณที่ต้องการ หลังจากเจาะเลือดให้ได้ปริมาณเลือดมากที่สุดเท่าที่ต้องการ จนสัตว์ตายแล้วควรใช้วิธีการทำให้สัตว์ตายวิธีอื่นร่วมด้วยเพื่อให้แน่ใจว่าสัตว์ทดลองตายอย่างสงบแน่นอน

- **สุกร**

การเลือกเจาะจากบริเวณใดขึ้นกับปริมาณเลือดที่ต้องการและขนาดของสัตว์ทดลอง หลอดเลือดที่นิยมใช้ในการเก็บตัวอย่างเลือด ได้แก่

1. หลอดเลือดดำที่ใบหู (Marginal ear vein) เหมาะสำหรับการเจาะเก็บเลือดในปริมาณน้อย 1-2 มล. ปฏิบัติเช่นเดียวกับการให้สารต่างกันเพียงการดึงก้านสูบถอยหลังช้าๆ เพื่อเก็บเลือดตามปริมาณที่ต้องการ
2. หลอดเลือดดำที่ต้นคอ (Cranial vena cava) โดยการจับบังคับและควบคุมให้สุกรอยู่ในท่านอนหงาย (สำหรับสุกรขนาดเล็ก) หรือในท่ายืน (สำหรับสุกรขนาดใหญ่) แทงเข็มค่อนไปทางด้านขวาของลำคอ ประมาณด้านข้างของกระดูกหน้าอก (Manubrium sterni) ทำมุม 30-45 องศากับหัวไหล่ข้างซ้าย
3. หลอดเลือดดำที่คอ (Brachiocephalic หรือ External jugular vein) ปฏิบัติเช่นเดียวกับการเจาะเลือดที่หลอดเลือดดำที่ต้นคอ โดยตำแหน่งของหลอดเลือดจะอยู่สูงขึ้นไปกว่าหลอดเลือด cranial vena cava อยู่ด้านข้างของหลอดลม (Holtz, 1987)

- **สัตว์ใหญ่ เช่น โค แพะ แกะ**

หลอดเลือดที่นิยมใช้ในการเก็บตัวอย่างเลือด คือ หลอดเลือดดำที่คอ (Jugular vein) โดยการจับบังคับและควบคุมสัตว์อยู่ในซองบังคับสัตว์ ควรโกนขนบริเวณที่จะเจาะและเช็ดฆ่าเชื้อทำความสะอาดด้วย 70% แอลกอฮอล์ก่อนที่จะแทงเข็ม ใช้นิ้วหัวแม่มือกดที่หลอดเลือดหรือใช้เชือกพันรอบคอสัตว์ทางด้านฐานของลำคอ หลอดเลือดจะโป่งขึ้น แทงเข็มเข้าสู่หลอดเลือด โดยหันปลายเข็มไปทางด้านหัวสัตว์ ถ้าเข้าหลอดเลือดจะเห็นเลือดไหลเข้าสู่หัวเข็ม ยกนิ้วหรือคลายเชือกที่กดหรือรัดหลอดเลือดออก ดึงก้านสูบถอยหลังช้าๆ เพื่อเก็บเลือดตามปริมาณที่ต้องการ เมื่อถอนเข็มฉีดยาออก ใช้ผ้ากอซหรือสำลีแห้งที่สะอาดกดตรงตำแหน่งที่ถอนเข็มฉีดยาออกนานประมาณ 1 นาทีเพื่อห้ามเลือด

นอกจากการปฏิบัติกับสัตว์ทดลองตามที่กล่าวมาข้างต้นแล้ว ในสัตว์ทดลองบางชนิดมีการปฏิบัติงานอื่นเพิ่มเติม เช่น การวัดอุณหภูมิร่างกายของสัตว์เพื่อประเมินอาการเป็นไข้ (Systemic reaction) ของสัตว์หลังจากได้รับวัคซีนซึ่งจะทำในการทดสอบความปลอดภัยของวัคซีน เช่น วัคซีนอหิวาต์สุกร หรือวัคซีนโรคปากและเท้าเปื่อย เป็นต้น

ตารางที่ 5 แสดงตำแหน่งและขนาดเข็มในการเจาะเก็บตัวอย่างเลือดและซีรัมในสัตว์ทดลองชนิดต่างๆ

ชนิดสัตว์	ตำแหน่งที่เจาะ	เข็มหรืออุปกรณ์การเก็บอื่นๆ	
		ขนาดเข็ม (Gauge)	ความยาว (นิ้ว)
หนู	orbital sinus, tail vein, saphenous vein, sublingual vein, cardiac	22-25 capillary tube	0.5-1.0
หนูตะเภา	saphenous vein, tarsal vein, cardiac	22-23 capillary tube	0.5-1.0
กระต่าย	marginal ear vein, cardiac	18-25	0.5-1.25
สัตว์ปีก	brachial wing vein, right jugular vein, cardiac	22-24	1.0-1.5
สุกร	anterior vena cava, jugular vein, ear vein	18-21	1.0-2.0
โค กระบือ แพะ แกะ	jugular vein	18-20	1.5-2.0

ที่มา : (สว่างและอัจฉริยา, 2547 ; RAR, 2006)

การทำการุณยฆาต หรือ การทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ (Euthanasia)

คำว่า “Euthanasia” มีรากศัพท์มาจากภาษากรีก “Eu” หมายถึง “ดี” และ “Thanatos” หมายถึง “ความตาย” ดังนั้นความตายที่ดีจึงหมายถึงการตายโดยปราศจากความเจ็บปวดทรมาน หรือหมายถึงการที่มนุษย์ฆ่าหรือทำลายสัตว์โดยวิธีการที่รวดเร็ว สัตว์ไม่ทันรู้สึกตัว หรือสัตว์เสียชีวิตลงโดยปราศจากความเจ็บปวด หรือการทำให้สัตว์สลบก่อนการฆ่าโดยการใช้สารเคมี บางครั้งอาจใช้คำว่า “put to sleep” หรือ “sacrifice” หรือ “การุณยฆาต” การทำให้สัตว์ตายอย่างสงบมีหลักปฏิบัติ ดังนี้

1. ทำให้สัตว์ตายโดยไม่มีอาการหวาดกลัว เจ็บปวดและทรมาน
2. ใช้เวลาน้อยที่สุด
3. มีผลกระทบต่อร่างกายในด้านที่ไม่พึงประสงค์น้อยที่สุด ซึ่งต้องสอดคล้องกับจุดประสงค์ในการทดสอบ

4. ปลอดภัยต่อบุคคลที่ทำ euthanasia
5. มีผลกระทบต่อสิ่งแวดล้อม ปนเปื้อนน้อยที่สุด
6. ประหยัด ไม่สิ้นเปลืองค่าใช้จ่ายมาก
7. ง่าย สะดวกต่อการปฏิบัติ
8. สถานที่ต้องอยู่ห่างและแยกออกจากห้องเลี้ยงสัตว์

การทำให้สัตว์ตายอย่างสงบนั้นมีข้อควรพิจารณา ดังนี้

- ชนิดสัตว์ การเลือกวิธีการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบนั้นต้องพิจารณาตามชนิดสัตว์ เช่น การกักส่วนคอต่อกับหัวโดยดึงส่วนหัวแยกจากกระดูกคอ (Cervical dislocation) อาจใช้ได้ดีกับหนูไมซ์ หรือสัตว์ปีกจำนวนน้อยๆ แต่ไม่อาจใช้กับสัตว์ชนิดอื่นได้ดี เป็นต้น
- จำนวนสัตว์ที่จะทำลาย การทำ cervical dislocation กับหนูไมซ์หลายๆ ตัวอาจจะไม่สะดวกเท่ากับการใช้ก๊าซคาร์บอนไดออกไซด์ในการทำให้สัตว์ตายครั้งละจำนวนมากๆ ได้
- สภาพของซากสัตว์ ถ้าต้องการเก็บตัวอย่างอวัยวะ ชิ้นเนื้อหรือเนื้อเยื่อไปใช้ศึกษาหรือทดสอบต่อในห้องปฏิบัติการภายหลังจากการทำให้สัตว์ตายแล้ว วิธีการที่จะเลือกใช้ในการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบนั้นต้องพิจารณาสารเคมี ยาหรือการกระทำต่อสัตว์ทดลองซึ่งจะไม่มีผลต่อตัวอย่างที่ต้องการเก็บ เช่น ถ้าต้องการเก็บตัวอย่างเพื่อนำไปเพาะเลี้ยงเชื้อไวรัสหรือแบคทีเรียไม่ควรใช้แอลกอฮอล์ในการทำให้สัตว์ตาย หรือถ้าต้องการศึกษาจำนวนไขมันในเนื้อเยื่อ ไม่ควรใช้อีเทอร์หรือคลอโรฟอร์มเพราะละลายไขมันได้ นอกจากนั้นยังรวมถึงการนำซากสัตว์ไปใช้ประโยชน์ด้านอื่นๆ อีกด้วย

วิธีการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบที่ได้รับการยอมรับ ได้แก่

1. <u>การใช้สารเคมี (Chemical agents)</u> มักเป็นยาสลบที่ให้ในปริมาณมากๆ (Over dosage) วิธีที่นิยมทำกันมากสำหรับการใช้สารเคมีมี 2 วิธี คือ การฉีดและการสูดดม

1.1 สารเคมีแบบฉีด ได้แก่ ยาสลบกลุ่ม barbiturate เช่น Pentobarbital sodium ซึ่งเป็นยานำสลบทั่วไปที่ใช้ในสัตว์ในขนาดสูงกว่าปกติ 2-3 เท่า หรือในขนาด 100-150 มก./กก. ฉีดเข้าเส้นเลือดดำหรือเข้าช่องท้องจะกดศูนย์ควบคุมการหายใจ (Respiratory center) ทำให้ระบบหายใจหยุดทำงานทันที (อัจฉริยา, 2547) หรือการใช้ saturated magnesium sulfate (80% aqueous solution) โดยการฉีดเข้าเส้นเลือดดำเท่านั้น หรือการฉีด potassium chloride (KCl) ซึ่งเป็นสารที่หยุดการทำงานของหัวใจ การฉีดสารนี้เข้าหลอดเลือดหรือเข้าหัวใจโดยตรงจะทำให้สัตว์ตายเนื่องจากหัวใจล้มเหลว แต่การฉีดสารชนิดนี้สร้างความเจ็บปวดแก่สัตว์ จึงอนุญาตให้ฉีดสารชนิดนี้ในขณะที่สัตว์อยู่ภายใต้ฤทธิ์ของยาสลบเท่านั้น (Hedenqvist and Hellebrekers, 2003) ในสัตว์ทดลองประเภทสัตว์ปีกมีวิธีที่ทำให้สัตว์ตายอย่างสงบโดยการใช้แอลกอฮอล์ฉีดเข้าสมองตรงบริเวณรอยต่อระหว่างกะโหลกกับกระดูกคอ หรือในหนูไมซ์ การฉีด 70% แอลกอฮอล์

ปริมาตร 0.5 มล. เข้าช่องท้องจะทำให้สัตว์ตายภายใน 2-4 นาที นอกจากที่กล่าวมาแล้ว สารเคมีแบบฉีดชนิดอื่นที่ใช้ฉีดให้สัตว์ตายอย่างสงบ ได้แก่ Tributame (ใน 1 มล. มีส่วนผสมของ embutramide 135 มก. chloroquine phosphate USP 45 มก. และ lidocaine USP 1.9 มก.), T-61 เป็นต้น

1.2 สารเคมีแบบที่ใช้สูดดม การเลือกใช้วิธีนี้ควรมีห้องที่เตรียมไว้เฉพาะซึ่งขนาดของห้องขึ้นกับขนาดของสัตว์หรือจำนวนของสัตว์ที่จะทำให้ตายหรืออีกวิธีหนึ่งอาจมีกล่องขนาดที่พอเหมาะ เช่น anesthetic หรือ lethal chamber หรือเป็นแบบหน้ากาก (Mask) สำหรับสูดดมยาสลบ เป็นต้น สารที่ใช้ส่วนใหญ่เป็นของเหลวหรือก๊าซของเหลว เช่น คลอโรฟอร์ม อีเทอร์ ไม่ควรให้สัมผัสกับสัตว์ในสภาพของเหลว เนื่องจากจะทำให้เกิดการระคายเคืองแก่เยื่อเมือก (Mucous membrane) ตัวอย่างสารเคมีที่ใช้สูดดมในการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ มีดังนี้

- คลอโรฟอร์ม มีประสิทธิภาพในการทำลายมาก ไม่ติดไฟแต่เป็นพิษต่อตับและไต ผู้ที่ใช้สารเคมีชนิดนี้ถ้าใช้ด้วยความไม่ระมัดระวังอาจเป็นอันตรายได้เพราะเป็นของเหลวที่ระเหยได้

- อีเทอร์ มีประสิทธิภาพดี ไวไฟมากและสามารถระเบิดได้ มีพิษต่ำกว่าคลอโรฟอร์มและเป็นของเหลวระเหยได้

- คาร์บอนไดออกไซด์ ก๊าซชนิดนี้ไม่มีกลิ่น ไม่มีสี ไม่มีรสและมีพิษอันตรายมาก สามารถรวมจับตัวกับฮีโมโกลบินได้ในกระแสเลือดมากกว่าออกซิเจนกว่า 300 เท่าไม่นิยมใช้ในห้องปฏิบัติการทำลายสัตว์ทดลองเนื่องจากความเป็นพิษสูงและอันตรายต่อผู้ปฏิบัติงาน ก๊าซชนิดนี้ยังมีความไวไฟสูงด้วย การใช้ก๊าซชนิดนี้จะยอมรับให้ทำได้เมื่อมีเครื่องมือพร้อมเท่านั้น โดยทั่วไปสามารถใช้ได้กับสัตว์ทดลองขนาดเล็กที่มีน้ำหนักตัวไม่เกิน 500 ก. และหลังจากที่สัตว์หยุดหายใจแล้วยังคงต้องให้สัตว์สูดดมก๊าซคาร์บอนไดออกไซด์อย่างต่อเนื่องต่อไปอีก 15-30 นาทีแต่ถ้าเป็นลูกสัตว์โดยเฉพาะลูกสัตว์แรกเกิดทุกชนิดซึ่งมีความทนทานต่อคาร์บอนไดออกไซด์มากกว่าสัตว์ชนิดเดียวกันที่โตเต็มที่แล้วจึงต้องให้สูดดมหลังจากหยุดหายใจนานกว่าสัตว์ที่โตเต็มที่แล้ว 2-3 เท่า

- คาร์บอนมอนนอกไซด์ ก๊าซชนิดนี้มีอันตรายมาก ไม่มีสี ไม่มีกลิ่นยากที่จะตรวจพบ มีความเป็นพิษสูงแม้จะใช้ในความเข้มข้นต่ำๆ สามารถทำให้สัตว์ตายได้อย่างรวดเร็วในความเข้มข้นเพียง 4-6%

- สารกลุ่ม Halothane, Enflurane และ Isoflurane ก็ใช้ได้แต่ต้องมีสถานที่ที่มีการระบายหมุนเวียนอากาศที่เหมาะสม

- ก๊าซไนโตรเจนและอาร์กอน ก๊าซชนิดนี้จะทำให้สัตว์ตายเนื่องจากการขาดออกซิเจน โดยบริเวณที่รมก๊าซชนิดนี้จะมีปริมาณก๊าซออกซิเจนอยู่น้อยกว่า 2% การใช้ก๊าซชนิดนี้ยอมรับให้ใช้สำหรับทำให้สัตว์ตายอย่างสงบในสัตว์ทดลองพวกสัตว์ปีกและสุกร

การทำให้สัตว์ตายอย่างสงบด้วยสารเคมีโดยการทำให้สัตว์สลบก่อนแล้วจึงทำให้เสียชีวิตในขณะที่อยู่ภายใต้ฤทธิ์ของสารทำสลบ สามารถใช้ได้กับสัตว์ทดลองเกือบทุกชนิดไม่ว่าจะเป็นสัตว์ฟันแทะ กระต่าย

สัตว์ปีก สุกรและสัตว์เลี้ยงลูกด้วยนมอื่นๆ ข้อควรระวัง คือ ลูกสัตว์โดยเฉพาะลูกสัตว์แรกเกิดมีความทนทานต่อสารเคมีที่ให้โดยการสูดดมมากกว่าสัตว์ชนิดเดียวกันที่โตเต็มที่แล้ว จึงต้องใช้เวลานานเพิ่มอีก 2-3 เท่าของเวลาปกติที่ให้สัตว์สูดดมสารทำสลบหลังจากที่สัตว์หยุดหายใจแล้ว อีกประการหนึ่ง คือ ไม่ควรเก็บหรือใช้สารระเหยทุกชนิดที่ใช้สำหรับทำให้สัตว์ตายอย่างสงบในห้องเลี้ยงสัตว์ทดลอง เนื่องจากอาจมีการถ่ายเทอากาศไม่เพียงพอ สารมีความเป็นพิษต่อสัตว์และอาจมีผลต่องานทดสอบที่ดำเนินการอยู่

2. วิธีการทางกายภาพ (Physical method) แบ่งออกเป็น

2.1 การใช้กระแสไฟฟ้า (Electrocution) เป็นการผ่านกระแสไฟฟ้าเข้าสู่สมองซึ่งอนุญาตให้ทำได้เมื่อมีเครื่องมือพร้อมเท่านั้น วิธีนี้นิยมใช้กับสัตว์ปีก สุกร แกะและแพะ

รูปที่ 12 แสดงการทำให้สัตว์สลบโดยใช้ electrical stunning ในแพะและในสุกร

2.2 การใช้แรงดันสูงจากปืนที่กระแทกเข้าที่สมองโดยการใช้ captive bolt pistol (หรือชื่อเรียกอื่นๆ เช่น cattle gun, stun bolt gun, bolt gun หรือ stunner) วิธีนี้นิยมใช้กับสุกร แกะ แพะ โคและกระบือ โดยการยิงบริเวณหน้าผากสัตว์

รูปที่ 13 แสดงตัวอย่างของ captive bolt pistol ที่ใช้สำหรับทำให้สัตว์หมดสติ

2.3 การดึงคอ (Cervical dislocation) เป็นการทำให้กระดูกคอเคลื่อนออกจากกันตรงบริเวณกระดูกคอส่วนที่ต่อกับส่วนหัวของสัตว์ นิยมใช้กับสัตว์ทดลองขนาดเล็ก เช่น สัตว์ฟันแทะและสัตว์ปีก ควรทำขณะที่สัตว์ปราศจากความรู้สึกอยู่ภายใต้ฤทธิ์ยาซึมหรือสลบอยู่เท่านั้น

วิธีการ

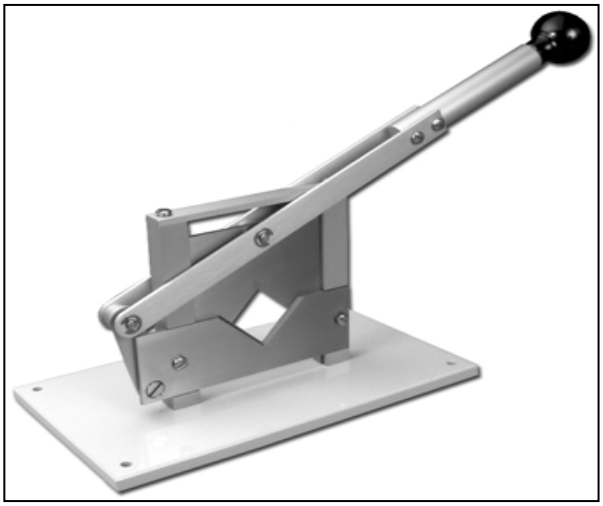
- สัตว์ฟันแทะ เช่น หนูไมซ์ ทำโดยวางตัวสัตว์ลงบนโต๊ะ วัสดุผิวเรียบหรือฝากรง ใช้ปากกาหรือวัสดุที่มีลักษณะเป็นท่อตรงยาว เช่น ปากคีบ กดที่บริเวณหลังคอระหว่างกะโหลกกับกระดูกคอ ใช้มือข้างหนึ่งจับที่โคนหางแล้วดึงมาด้านหลัง โดยมือที่กดปากกาหรือปากคีบยังตรึงแน่นอยู่กับที่ ตัวหนูจะยืดออกแสดงว่ากระดูกสันหลังในบริเวณที่ถูกกดได้แยกออกจากกัน

- สัตว์ปีก วิธีการดึงคอให้กระดูกสันหลังบริเวณคอหลุดหรือหักออกจากกันเป็นวิธีที่นิยมใช้มากที่สุดในการทำให้สัตว์ปีกตายอย่างสงบ ในลูกสัตว์ปีกอาจทำได้โดยการกดนิ้วหัวแม่มือตรงบริเวณคอของลูกสัตว์และกดลงกับขอบโต๊ะ ส่วนในสัตว์ปีกที่มีอายุหรือขนาดใหญ่ ทำได้โดยใช้มือข้างหนึ่งรวบขาของสัตว์ทั้งสองข้าง มืออีกข้างหนึ่งล็อคที่ส่วนคอต่อกับส่วนหัวแล้วดึงออกจากกันอย่างแรงซึ่งจะทำให้กระดูกส่วนคอต่อกับส่วนหัวหลุดและหักจากกันได้ (Cooper and Harry, 1987a)

2.4 การตัดคอ (Decapitation) คือ การตัดแยกส่วนหัวออกจากคอสัตว์โดยใช้เครื่องมือที่เรียกว่า เครื่องตัดคอ (Guillotine) นิยมใช้กับสัตว์ทดลองขนาดเล็ก เช่น สัตว์ฟันแทะและสัตว์ปีก ควรทำขณะที่สัตว์ปราศจากความรู้สึกอยู่ภายใต้ฤทธิ์ยาซึมหรือสลบอยู่เท่านั้น

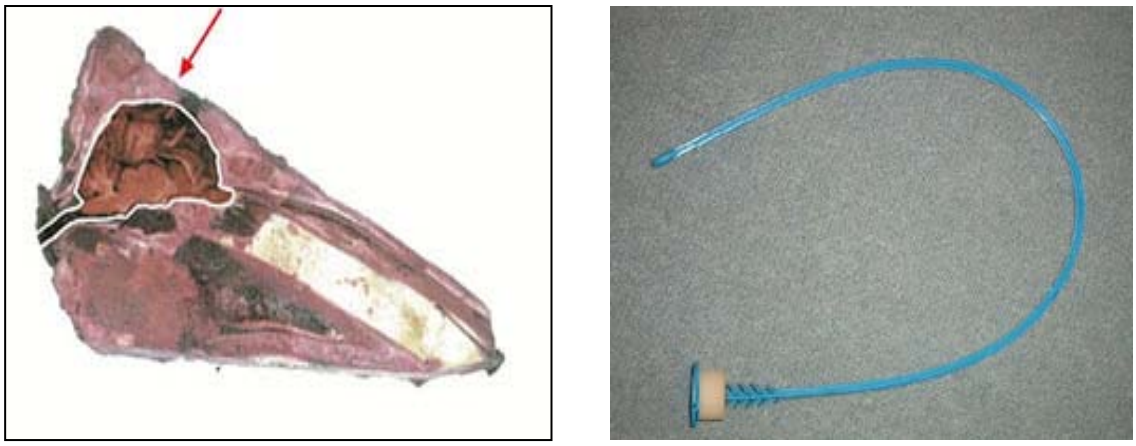
วิธีการ

ใช้มือจับบังคับควบคุมหรือใช้ผ้าพันรอบตัวสัตว์ไม่ให้ดิ้น จับหัวสัตว์สอดเข้าไปในช่องระหว่างใบมีดของเครื่องตัดคอให้คอสัตว์อยู่ตรงร่องของใบมีดที่บากไว้ กดคันโยกลงมาใบมีดจะตัดคอสัตว์ทันที



รูปที่ 14 แสดงตัวอย่างเครื่องตัดคอ (Guillotine) ที่ใช้กับสัตว์ทดลองขนาดเล็ก

2.5 การทำลายเนื้อสมอง หรือ pithing โดยการสอดเส้นโลหะหรือพลาสติกลักษณะยาว บาง และโค้งงอได้ผ่านรูที่กะโหลกซึ่งเกิดจากการใช้ captive bolt เข้าไปทำลายก้านสมองหรือส่วนฐานของสมอง เพื่อทำให้แน่ใจว่าสัตว์ทดลองตายอย่างรวดเร็ว (Humane slaughter association, 2013) วิธีนี้ยอมรับให้ทำได้ขณะที่สัตว์ปราศจากความรู้สึกหรืออยู่ภายใต้ฤทธิ์ของสารทำสลบเท่านั้น นิยมใช้กับ สุกร แกะและแพะ



รูปที่ 15 แสดงตำแหน่งการทำ pithing ผ่านรูที่กะโหลกซึ่งเกิดจากการใช้ captive bolt และตัวอย่างของ pithing rod ที่ใช้สอดเข้าไปทำลายก้านสมองหรือส่วนฐานของสมอง

2.6 การใช้คลื่นไมโครเวฟ (Microwave) สามารถรักษาสภาพตัวอย่างเนื้อเยื่อสมองและทำให้สัตว์เสียชีวิตภายในเวลา 1 วินาที แต่ยอมรับให้ใช้ได้ในสัตว์ฟันแทะขนาดเล็กเท่านั้น

2.7 การทำให้เสียเลือดปริมาณมากจนสัตว์เสียชีวิตโดยการตัดหลอดเลือดที่คอ (Exsanguinations) นิยมใช้กับสัตว์ทดลองขนาดเล็ก

วิธีการ

ใช้ปากคีบดึงหนังบริเวณหลังคอขณะที่วางตัวสัตว์ลงบนผ้ากอซสำหรับรองรับเลือด ใช้กรรไกรปลายแหลมตัดบริเวณลำคอด้านล่างตรงตำแหน่งที่ชิดกับช่องอกเพื่อตัดหลอดเลือดในบริเวณนั้น กดลำคอบริเวณที่ถูกตัดลงบนผ้ากอซเพื่อดูดซับเอาเลือดออกอย่างรวดเร็วและมากที่สุด

2.8 การฉีดลม (Air) เข้าทางหลอดเลือดดำ นิยมใช้กับ กระต่ายซึ่งฉีดลมเข้าทางหลอดเลือดดำที่หู (Ear vein) (อัจฉริยา, 2547) และในสัตว์ปีก เช่น ไก่ โดยการฉีดลมเข้าทางหลอดเลือดดำที่ปีก

ในทางปฏิบัติ ผู้ที่จะสามารถทำการุณยฆาตได้ต้องเป็นบุคคลผู้มีความรู้ มีประสบการณ์หรือเป็นผู้ที่ได้รับการฝึกจนมีความชำนาญเพียงพอ มีความชำนาญในการจับบังคับสัตว์ด้วยความนิ่มนวล ใช้สารเคมีที่มีประสิทธิภาพ อุปกรณ์ที่ใช้มีความพร้อม สะดวกและเหมาะสม เลือกใช้วิธีที่เหมาะสมกับชนิดสัตว์ การดึงคอหรือการตัดคอในขณะที่สัตว์ยังมีความรู้สึก ไม่สลบหรือไม่อยู่ภายใต้ฤทธิ์ยาซึมต้องมีการชี้แจงเหตุผลความจำเป็นจึงจะได้รับการอนุญาตให้ทำได้ และขณะปฏิบัติยังต้องตรวจสอบให้แน่ใจด้วยว่าได้พยายามลดการรับรู้

ของสัตว์ทดลองตัวอื่นให้น้อยที่สุดด้วยจึงไม่ควรทำการุณยฆาตขณะที่มีสัตว์ทดลองตัวอื่นอยู่ใกล้เคียง และเมื่อทำการุณยฆาตเสร็จแล้วต้องตรวจสอบการเต้นของหัวใจว่าหยุดเต้นจริงเพื่อให้แน่ใจว่าสัตว์เสียชีวิตเรียบร้อยแล้ว การตรวจว่าสัตว์หยุดหายใจไม่ใช่วิธีการตรวจสอบที่ดีพอเนื่องจากการทำการุณยฆาตบางวิธีหัวใจสัตว์ยังคงเต้นอยู่แม้ว่าสัตว์จะหยุดหายใจแล้ว สำหรับการใช้วิธีให้สารทำสลบเกินขนาดนั้น ควรทำการดึงคอหรือตัดคอตามหลังด้วยเสมอเพื่อให้แน่ใจว่าสัตว์เสียชีวิต นอกจากนี้การทำให้สัตว์ตายอย่างสงบบางวิธีก็ไม่เป็นที่ยอมรับสำหรับการเลือกใช้เป็นวิธีการแรกในการทำให้สัตว์ทดลองตาย ดังแสดงในตารางที่ 6

ตารางที่ 6 แสดงสารเคมีหรือวิธีการทำให้สัตว์ตายที่ไม่ยอมรับให้ใช้เป็นวิธีการแรกสำหรับการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ

Agent or method	Comments
Air embolism	Air embolism may be accompanied by convulsions, opisthotonos, and vocalization. If used, it should be done only in anesthetized animals.
Burning	Chemical or thermal burning of an animal is not an acceptable method of euthanasia.
Choral hydrate	Unacceptable
Chloroform	Chloroform is a know hepatotoxin and suspected carcinogen and, therefore, is extremely hazardous to personnel.
Cyanide	Cyanide poses an extreme danger to personnel and the manner of death is aesthetically objectionable.
Decompression (excluding low-atmospheric-pressure stunning when it can be demonstrated that it achieves euthanasia)	Decompression is unacceptable for euthanasia because of numerous disadvantages.(1) Many chambers are designed to produce decompression at a rate 15-60 times as fast as the recommended optimum for animals, resulting in pain and distress attributable to expanding gases trapped in body cavities. (2) Immature animals are tolerant of hypoxia, and longer periods of decompression are required before respiration ceases. (3) Accidental recompression, with recovery of injured animals, can occur. (4) Bleeding, vomiting. Convulsion, urination, and defecation, which are aesthetically unpleasant, may develop in unconscious animals.

ตารางที่ 6 แสดงสารเคมีหรือวิธีการทำให้สัตว์ตายที่ไม่ยอมรับให้ใช้เป็นวิธีการแรกสำหรับการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ (ต่อ)

Agent or method	Comments
Diethyl ether	Diethyl ether is irritating, flammable, and explosive. Explosions have occurred when animals, euthanatized with ether, were placed in a non-explosion-proof refrigerator or freezer and when bagged animals were placed in an incinerator.
Drowning	Drowning is not a means of euthanasia and is inhumane.
Exsanguination	Because of the anxiety associated with extreme hypovolemia, exsanguination as a sole method of killing should be used only on unconscious animals.
Formaldehyde	Direct immersion of an animal into formalin, as a means of euthanasia, is inhumane with the exception of Porifera.
Household products and solvents	Acetone, cleaning agents, quaternary compounds (including CCl4), laxatives, pesticides, dimethylketone, quaternary ammonium products, antacids, and other toxicants not specifically designed for therapeutic or euthanasia use are not acceptable.
Hypothermia	Hypothermia is not an appropriate method of euthanasia.
Magnesium sulfate, potassium chloride, and neuromuscular blocking agents	Unacceptable for use as euthanasia agents in conscious vertebrate animals.
Smothering	Smothering of chicks or poults in bags or containers is not acceptable.
Manually applied blunt force trauma to the head	Generally unacceptable for most species excluding piglets and small laboratory animals. Replace, as much as possible, manually applied blunt force trauma to the head with alternate methods.
Nonpenetrating captive bolt	Unacceptable excluding purpose-built pneumatic nonpenetrating captive bolt guns used on suckling pigs, neonatal ruminants, and turkeys.

ตารางที่ 6 แสดงสารเคมีหรือวิธีการทำให้สัตว์ตายที่ไม่ยอมรับให้ใช้เป็นวิธีการแรกสำหรับการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ (ต่อ)

Agent or method	Comments
Neuromuscular blocking agents (nicotine, magnesium sulfate, potassium chloride, and all curariform agents)	When used alone, these drugs all cause respiratory arrest before loss of consciousness, so the animal may perceive pain and distress after it is immobilized.
Rapid freezing	Rapid freezing as a sole means of euthanasia is not considered to be humane with the exception of reptiles and amphibians and <5-day-old altricial rodents. In all other cases animals should be rendered dead or unconscious prior to freezing. (Rapid chilling of finfish is not considered to be rapid freezing.)
Strychnine	Strychnine causes violent convulsions and painful muscle contractions.
Thoracic compression	Not acceptable for use on a conscious animal.

ที่มา : (AVMA, 2013)

การทำให้สัตว์ตายอย่างสงบในสัตว์แต่ละชนิด สามารถทำได้หลายวิธี ขึ้นกับความรู้ความชำนาญของผู้ปฏิบัติการและความพร้อมของเครื่องมือและสารเคมี

1. สัตว์ฟันแทะ เช่น หนูขาว หนูแรท หนูตะเภา

ใช้วิธีการดมก๊าซคาร์บอนไดออกไซด์ คาร์บอนมอนนอกไซด์ ไนโตรเจนและอาร์กอน การให้ยาสลบเกินขนาด เช่น ให้ Pentobarbital sodium ขนาด 150-200 มก./กก. เข้าช่องท้อง การฉีดแอลกอฮอล์เข้าช่องท้อง การดึงคอ การตัดคอและการทำให้สัตว์เสียเลือดปริมาณมาก

2. กระต่าย

สำหรับกระต่ายที่มีน้ำหนักตัวระหว่าง 125-1,000 ก. วิธีที่ได้รับการยอมรับ ได้แก่ วิธีการให้ยาสลบเกินขนาด เช่น ให้ Pentobarbital sodium ขนาด 100 มก./กก. เข้าหลอดเลือดดำ การดึงคอ การตัดคอ การทำให้สัตว์สลบแล้วจึงทำให้เสียเลือดปริมาณมากและการฉีดลมเข้าทางหลอดเลือดดำ

กรณีกระต่ายมีน้ำหนักตัวมากกว่า 1 กก. แต่ไม่เกิน 5 กก. วิธีที่ได้รับการยอมรับ ได้แก่ วิธีการให้ยาสลบเกินขนาด การทำให้สัตว์สลบแล้วจึงทำให้เสียเลือดปริมาณมากและการฉีดลมเข้าทางหลอดเลือดดำ

3. สัตว์ปีก

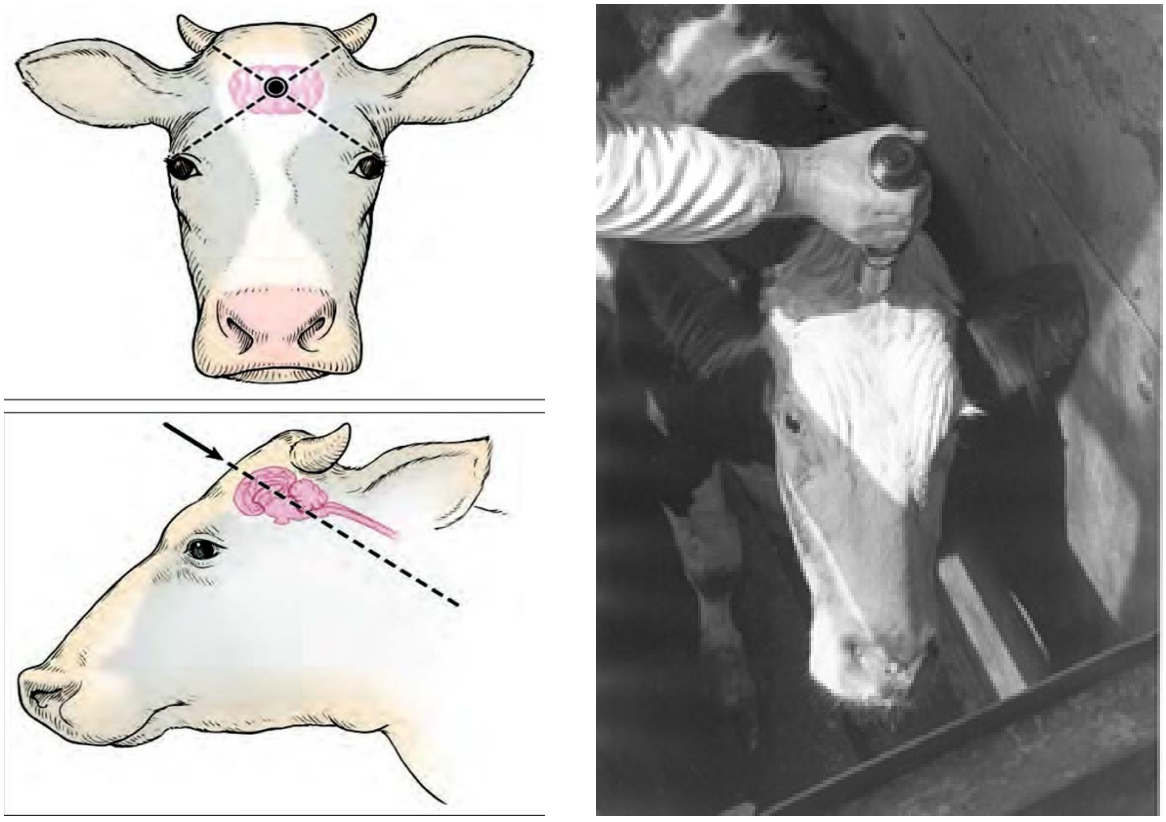
ใช้วิธีการดมก๊าซคาร์บอนไดออกไซด์ คาร์บอนมอนนอกไซด์ ไนโตรเจนและอาร์กอน การให้ยาสลบเกินขนาด การดึงคอ การตัดคอ การทำให้สัตว์เสียเลือดปริมาณมาก การฉีดลมเข้าทางหลอดเลือดดำ และการฉีดแอลกอฮอล์เข้าสมอง

4. สุกร

ใช้วิธีการให้ยาสลบเกินขนาด เช่น ให้ Pentobarbital sodium ขนาด 80 มก./กก. เข้าหลอดเลือดดำ การดมก๊าซคาร์บอนไดออกไซด์ ไนโตรเจนและอาร์กอน การทำให้สัตว์สลบโดยใช้ electrical stunning แล้วจึงทำให้เสียเลือดปริมาณมากและการใช้ captive bolt pistol

5. สัตว์เคี้ยวเอื้อง เช่น โค กระบือ แพะ แกะ

ใช้วิธีการให้ยาสลบเกินขนาด เช่น ให้ Pentobarbital sodium ขนาด 100 มก./กก. เข้าหลอดเลือดดำ หรือ Chloral hydrate 30 ก. ร่วมกับ Magnesium sulfate 15 ก. และ Pentobarbital sodium ในน้ำกลั่น 1,000 มล. เข้าหลอดเลือด หรือการทำให้สัตว์สลบโดยใช้ electrical stunning ซึ่งในแพะและแกะหลังจากการทำให้สัตว์หมดสติโดยวิธีที่กล่าวมาแล้วควรตามด้วยการตัดคอเพื่อให้สัตว์เสียเลือดปริมาณมากจนเสียชีวิต (Harrison, 1987) ส่วนในโค กระบือ นิยมทำให้สัตว์หมดสติโดยการใช้ captive bolt pistol ร่วมกับการทำ pithing หลังจากนั้นจึงตัดคอเพื่อให้สัตว์ตายจากการเสียเลือดจำนวนมาก



<u>รูปที่ 16</u> แสดงตำแหน่งและการทำให้สัตว์หมดสติโดยการใช้ captive bolt pistol ในโค

ก่อนที่จะนำซากสัตว์ทดลองไปกำจัดหรือทำลายต้องมีการตรวจสอบการตายของสัตว์ทดลองให้แน่ใจก่อนทุกครั้ง โดยการใช้หลายๆ วิธีในการยืนยันร่วมกันเพื่อให้แน่ใจได้ว่าสัตว์ทดลองตายแล้วอย่างแน่นอน ได้แก่ การตรวจสอบชีพจร การตรวจสอบการหยุดหายใจ การตรวจสอบการตอบสนองของสัตว์ทั้งจากการหยิกนิ้วเท้าหรือปฏิกิริยาของกระจกตา การใช้หูฟังตรวจสอบเสียงหายใจหรือเสียงเต้นของหัวใจ การเปลี่ยนสีเป็นสีเทาหรือม่วงของเยื่อเมือกต่างๆ และอาการตัวแข็งหลังจากที่สัตว์ตายแล้ว (Rigor mortis) ไม่ควรใช้วิธีการตรวจสอบเพียงวิธีเดียวในการยืนยันการตายของสัตว์ยกเว้นอาการตัวแข็งซึ่งแสดงว่าสัตว์ตายแล้ว

บทที่ 3

อาคารคอกสัตว์ทดลองและการจัดการ

การเลี้ยงสัตว์ทดลองให้ได้มาตรฐานและมีคุณภาพเหมาะแก่การทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์นั้น ปัจจัยด้านอาคารคอกสัตว์ทดลองและการจัดการเป็นสิ่งสำคัญ ผู้ดูแลหรือสัตวแพทย์ต้องมีความรู้เกี่ยวกับแบบแปลนของอาคารคอกสัตว์ทดลองที่ทันสมัยเพื่อความสะดวกในการปฏิบัติงาน การดูแลสัตว์ทดลอง การสุขาภิบาล และการควบคุมป้องกันโรค อาคารคอกสัตว์ทดลองต้องจัดหาสิ่งอำนวยความสะดวกและอุปกรณ์ที่มีคุณภาพและมาตรฐานเพื่อให้เกิดประสิทธิภาพในการทำงานและมีอุปสรรคน้อยที่สุด นอกจากนี้ต้องมีการบริหารจัดการให้มีความเหมาะสมแก่สัตว์ทดลองชนิดต่างๆ การเลี้ยงสัตว์ทดลองยังต้องการบุคลากรที่มีคุณภาพ ทีมงานและระบบการทำงานที่มีประสิทธิภาพ มีความสะดวกสบายในการทำงานและไม่มีผลกระทบต่อสิ่งแวดล้อม

ส่วนประกอบของอาคารคอกสัตว์ทดลอง

อาคารคอกสัตว์ทดลองจะแบ่งบริเวณใช้ประโยชน์ออกเป็น 2 ส่วนใหญ่ๆ คือ บริเวณสนับสนุนการเลี้ยงและบริเวณเลี้ยงสัตว์ทดลอง

1. <u>บริเวณสนับสนุนการเลี้ยง</u>

เป็นพื้นที่ใช้สอยสำหรับงานบริการต่างๆ ในอาคารคอกสัตว์ทดลองที่ไม่ใช้สำหรับการเลี้ยงสัตว์ พื้นที่ส่วนนี้ ได้แก่

- ห้องพักสำหรับเจ้าหน้าที่หรือพนักงาน ห้องเปลี่ยนเสื้อผ้าและล็อคเกอร์เก็บของห้องอาบน้ำและสุขา

เพื่อป้องกันโอกาสที่จะแพร่เชื้อโรคระหว่างบ้านพักกับคอกสัตว์ทดลอง พนักงานที่ทำงานกับสัตว์ทดลองทุกคนต้องเปลี่ยนเสื้อผ้าเมื่อเข้าทำงานในอาคารคอกสัตว์ทดลองและเปลี่ยนถอดชุดปฏิบัติงานออกเมื่อเสร็จงานก่อนกลับบ้าน ชุดปฏิบัติงานต้องซักทำความสะอาดและฆ่าเชื้อที่อาคารคอกสัตว์โดยไม่นำกลับบ้าน ห้องพักพนักงานควรมีห้องอาบน้ำ สุขา ตู้เก็บของ ห้องเปลี่ยนเสื้อผ้า ห้องซักล้าง อาจมีห้องอาหารหรือบริเวณสำหรับให้พนักงานกินอาหารไว้ด้วย ซึ่งพนักงานจะต้องไม่ดื่มน้ำ กินอาหาร หรือสูบบุหรี่ในห้องเลี้ยงสัตว์

- ห้องล้างกรงและอุปกรณ์

ห้องนี้ควรแบ่งเป็น 3 ส่วน คือ ส่วนสกปรก ส่วนสะอาดและส่วนเตรียมอุปกรณ์ บริเวณส่วนสกปรกต้องมีการจัดการการทิ้งขยะของเสียก่อนกระบวนการล้าง อุปกรณ์สกปรกและสะอาดต้องไม่มีโอกาสปะปนกัน ในบริเวณสะอาดต้องมีพื้นที่พอเพียงสำหรับเก็บกรงหรืออุปกรณ์และวัสดุอื่นๆ เช่น วัสดุรองนอน อุปกรณ์ที่ใช้ในการเลี้ยง ที่ใส่น้ำ รางอาหาร ซึ่งสะอาดและฆ่าเชื้อโรคแล้วก่อนนำออกไปใช้ มีการควบคุมความดันอากาศระหว่างพื้นที่เพื่อลดการปนเปื้อนเชื้อที่อาจเกิดขึ้นได้ระหว่างส่วนสกปรกและส่วนสะอาด

- ห้องเก็บของ

ควรจัดพื้นที่อย่างเพียงพอสำหรับเก็บอุปกรณ์อื่นๆ ที่ไม่เกี่ยวกับการเลี้ยงสัตว์ เช่น อุปกรณ์ที่ใช้ทำความสะอาด รวมทั้งน้ำยาฆ่าเชื้อ วัสดุอื่นๆ ที่จำเป็น โดยควรมีชั้นหรือตู้เก็บเพื่อความเป็นระเบียบเรียบร้อย ไม่เก็บหรือวางของทิ้งไว้บริเวณทางเดิน

- ห้องเก็บอาหารสัตว์

อาหารสัตว์ทดลองส่วนใหญ่เป็นอาหารเม็ดบรรจุในถุง ซึ่งถ้าเก็บไว้ในห้องเย็นที่ 4 องศาเซลเซียส ได้จะสามารถรักษาคุณค่าของอาหารได้ดีที่สุดและป้องกันแมลงได้ด้วย โดยทั่วไปอาหารเม็ดไม่ควรเก็บไว้ในอุณหภูมิสูงกว่า 15 องศาเซลเซียส

- ห้องปฏิบัติการกับสัตว์ทดลอง

ไม่ควรมีปฏิบัติการใดๆ ในห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองโดยไม่จำเป็น จึงควรมีห้องปฏิบัติการแยกต่างหากจากห้องเลี้ยงสัตว์ ควรจัดหาอุปกรณ์ที่จำเป็นต่างๆ ให้พร้อม เช่น โต๊ะปฏิบัติงาน ไฟส่องสว่าง อุปกรณ์บังคับสัตว์ เป็นต้น ซึ่งควรมีจัดวางหรือตู้เก็บให้เป็นระเบียบและต้องมีมาตรการที่รัดกุมในการป้องกันการติดหรือแพร่กระจายเชื้อโรคจากสัตว์ที่นำมาปฏิบัติงานในห้องนี้

- ห้องปฏิบัติการเกี่ยวกับการชันสูตรโรคและผ่าชันสูตรซากสัตว์ รวมไปถึงบริเวณจัดการซากสัตว์ทดลองและตู้เย็นหรือห้องเย็นสำหรับเก็บซากสัตว์ซึ่งต้องแยกออกจากการเก็บของอื่นๆ และควรถูกสร้างให้ทำความสะอาดได้ง่าย

- พื้นที่ติดตั้งอุปกรณ์เพื่อป้องกันการติดเชื้อ (Barrier elements) ประกอบด้วย airlocks ช่องส่งของ เครื่องนึ่งฆ่าเชื้อ (Autoclave) ซึ่งเป็นบริเวณที่ใช้สำหรับการป้องกันเบื้องต้นและควบคุมทางเข้าซึ่งเป็นส่วนแยกบริเวณเลี้ยงและใช้สัตว์ออกจากส่วนอื่นๆ ที่เกี่ยวข้อง

- พื้นที่สำหรับติดตั้งเครื่องจักรและอุปกรณ์ระบบไฟฟ้า เช่น ตู้ควบคุมระบบไฟฟ้า ระบบปรับและระบายอากาศ อุปกรณ์เครื่องปรับและระบายอากาศ air handling unit อุปกรณ์หรือเครื่องทำระบบน้ำ (Reverse Osmosis, chlorinated, filtration, acidification) เป็นต้น ซึ่งพื้นที่เหล่านี้ต้องตั้งอยู่ในพื้นที่ที่สะดวกต่อการซ่อม บำรุงรักษาอุปกรณ์ต่างๆ โดยไม่จำเป็นต้องเข้าไปในพื้นที่เลี้ยงสัตว์ ประเด็นสำคัญอีกประการที่ต้องคำนึงถึง คือ เสียงและแรงสั่นสะเทือนที่เกิดจากการทำงานของอุปกรณ์หรือเครื่องจักรต่างๆ เหล่านี้

- บริเวณสำหรับทิ้งขยะและเตาเผาทำลายขยะ วัสดุรองนอนหรือซากสัตว์ ซึ่งอาจอยู่ในบริเวณอาคารคอกสัตว์ทดลองหรือแยกบริเวณต่างหากก็ได้

- พื้นที่รับและขนส่งสัตว์ ควรมีพื้นที่ไว้เฉพาะสำหรับการรับและขนส่งสัตว์ทดลองให้ห่างจากบริเวณเลี้ยงสัตว์

2. <u>บริเวณเลี้ยงสัตว์ทดลอง</u>

- ห้องเลี้ยงสัตว์ทดลอง

เป็นห้องที่ออกแบบมาให้เหมาะกับสัตว์ทดลองแต่ละชนิด ห้องนี้ไม่ควรมีอุปกรณ์ประจำห้องใดๆ นอกจากอ่างล้างมือ อุปกรณ์ต่างๆ ไม่ว่าจะเป็นโต๊ะ ตู้ จะทำให้การทำความสะอาดไม่ทั่วถึงและอาจเป็นที่อยู่อาศัยของแมลงและสื่อนำโรคต่างๆ

- ห้องพักสัตว์ กักกันสัตว์หรือเลี้ยงสัตว์ก่อนการทดสอบ

ก่อนใช้สัตว์ในการทดสอบ ควรกักหรือพักสัตว์เพื่อสังเกตสุขภาพสัตว์ ให้สัตว์ได้มีระยะปรับตัวให้คุ้นเคยกับสภาพแวดล้อมใหม่ ผลการทดสอบอาจผิดพลาดถ้าสัตว์เป็นโรคหรือยังมีความแปรปรวนของระบบทางเดินอาหารหรือกำลังปรับตัว ห้องนี้ควรอยู่ใกล้บริเวณรับสัตว์และควรเป็นห้องแยกต่างหาก โดยเฉพาะสัตว์ทดลองที่มีแหล่งที่มาไม่แน่นอน เช่น สุกร แพะ แกะ โค หรือสัตว์ปีก ระยะเวลาในการพักและกักสัตว์ขึ้นกับชนิดของสัตว์ แหล่งที่มา วิธีการขนส่ง เป็นต้น

- ห้องเลี้ยงสัตว์ที่มีการใช้เชื้อโรค (Biohazard room)

เป็นห้องสำหรับเลี้ยงและใช้สัตว์ที่มีการนำเอาเชื้อโรคเข้ามาใช้ ของที่นำเข้าสู่ห้องนี้มักมีการฆ่าเชื้อก่อนนำเข้ามาใช้และของที่นำออกจากห้องนี้ต้องจัดการฆ่าเชื้อก่อนนำออกไปกำจัด มีการควบคุมการแพร่กระจายของเชื้อออกสู่ภายนอกทั้งจากบุคลากรผู้ปฏิบัติงานและวัสดุอุปกรณ์ต่างๆ มีการแยกทางเข้าของคนและของที่จะนำเข้าในห้องนี้ออกจากกัน มี airlock กั้นระหว่างพื้นที่นี้กับพื้นที่อื่น เป็นพื้นที่ที่ต้องการความดันอากาศต่ำกว่าภายนอกเพื่อป้องกันการแพร่กระจายของเชื้อโรคออกสู่ภายนอก (สลช., 2552) ตัวอย่างการปฏิบัติงานที่ต้องมีการใช้เชื้อโรคกับสัตว์ทดลองสำหรับการทดสอบคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ เช่น การทดสอบความคุ้มโรคโดยการให้เชื้อพิษทับ หรือการเตรียมเชื้อพิษทับ เป็นต้น

นอกจากพื้นที่ต่างๆ ดังกล่าวแล้ว ส่วนประกอบที่จำเป็นสำหรับการดำเนินงานของอาคารคอกสัตว์ทดลองเพื่อความสะดวกในการปฏิบัติงาน การดูแลสัตว์ทดลอง การสุขาภิบาลและการควบคุมป้องกันโรค ได้แก่

- ระบบปรับและระบายอากาศ

มีจุดมุ่งหมายเพื่อให้อากาศภายในอาคารคอกสัตว์ทดลองมีความบริสุทธิ์ ปลอดเชื้อ ควบคุมความร้อน ความชื้น การปนเปื้อนได้ ซึ่งทั้งหมดเป็นสิ่งที่สำคัญสำหรับคอกสัตว์ทดลอง

- คุณภาพอากาศ ความบริสุทธิ์ของอากาศขึ้นกับแหล่งที่มาและมาตรการการกรอง ระบบกรองอากาศต้องติดตั้งไว้ทั้งด้านนำอากาศเข้าและดึงอากาศออก การเลือกใช้ค่าประสิทธิภาพของแผ่นกรองอากาศขึ้นกับระดับ biological safety level (BSL) โดยทั่วไปมักติดตั้งแผงใส่แผ่นกรองอากาศเป็น 2 ระดับ คือ pre-filter และ HEPA filter (High Efficiency Performance Air filter) แต่ถ้าต้องการป้องกันหรือยืดอายุการใช้งานของ HEPA filter อาจติดตั้ง medium filter อีกชั้นหนึ่งก็ได้ อากาศที่เข้าคอกเลี้ยงสัตว์ควรเป็นอากาศที่สะอาด ไม่ควรหมุนเวียนมาจากที่อื่นเพื่อป้องกันการปนเปื้อน อย่างไรก็ดีคุณภาพของอากาศยังขึ้นกับก๊าซแอมโมเนียที่เกิดขึ้นในคอกเลี้ยงสัตว์และการหมุนเวียนอากาศด้วย ซึ่งปริมาณก๊าซแอมโมเนียในคอกจะขึ้นกับจำนวนสัตว์ ชนิดสัตว์และการสุขาภิบาล

- การหมุนเวียนอากาศ ต้องจัดให้อากาศมีการหมุนเวียนอย่างสม่ำเสมอและทั่วถึงทั้งห้องโดยไม่เกิดเป็นกระแสลมหรือจุดอับลม อากาศที่เข้าคอกสัตว์ควรมีอัตราการแลกเปลี่ยน 10-15 ครั้งต่อชั่วโมง การหมุนเวียนของอากาศภายในอาคารคอกสัตว์ทดลอง มีความสำคัญมากสำหรับห้องเลี้ยงสัตว์และบริเวณปฏิบัติงานอื่นๆ ในอาคารคอกสัตว์ทดลองเพื่อให้สัตว์และบุคลากรที่ทำงานภายในอาคารมีความสบาย ไม่อึดอัดจากอากาศที่ไม่เพียงพอหรืออากาศไม่บริสุทธิ์ ช่วยระบายกลิ่นและก๊าซเสียที่เกิดขึ้น เช่น แอมโมเนีย คาร์บอนไดออกไซด์ จากการปลดปล่อยของสัตว์ออกไป รวมทั้งช่วยระบายความร้อนที่เกิดขึ้นจากการใช้เครื่องมือต่างๆ นอกจากนั้นการหมุนเวียนอากาศยังมีความสำคัญในด้านการป้องกันการแพร่กระจายของเชื้อโรค โดยมีอากาศเป็นตัวนำสัมพันธ์กับระบบความดันอากาศในห้องเลี้ยงสัตว์ โดยการจัดให้บริเวณที่สะอาดและห้องเลี้ยงสัตว์ก่อนการทดสอบมีความดันของอากาศเป็นบวก (Positive pressure) ส่วนบริเวณที่สกปรกหรือห้องทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ให้มีความดันของอากาศเป็นลบ (Negative pressure) (ASEAN Secretariat, 1998) และมีห้องกลางสำหรับกั้นลม (Air lock) ในส่วนต่างๆของอาคารคอกสัตว์ทดลอง ห้อง air lock ควรมีประตู 2 ชั้นและมีประสิทธิภาพในการป้องกันลมจากบริเวณที่มีความดันอากาศเป็นบวกสูงมายังที่ที่มีความดันของอากาศบวกต่ำกว่าเมื่อเข้าหรือออกจากบริเวณหนึ่งไปยังอีกบริเวณหนึ่ง ห้อง air lock ควรกำหนดให้เปิดทีละชั้น ในอาคารคอกสัตว์ทดลองบางแห่งห้อง air lock ติดตั้งอุปกรณ์อิเลคโทรนิกส์ ซึ่งจะปิดประตูโดยอัตโนมัติเมื่ออีกประตูหนึ่งเปิด

- การควบคุมอุณหภูมิและความชื้น เพื่อเป็นการควบคุมสภาพแวดล้อมภายในคอกเลี้ยงสัตว์ให้สม่ำเสมอ ควรมีระบบควบคุมแยกแต่ละห้อง ซึ่งอุณหภูมิและความชื้นที่เหมาะสำหรับสัตว์ทดลองแต่ละชนิดจะได้กล่าวต่อไปในเรื่อง “สภาวะแวดล้อมในห้องเลี้ยงสัตว์”

- ไฟฟ้าและแสงสว่าง

ระบบไฟฟ้าที่ใช้ในห้องเลี้ยงสัตว์ และห้องอื่นๆ ที่ใช้น้ำทำความสะอาดควรเป็นชนิดป้องกันน้ำได้ ทนความชื้นและเดินสายเพื่อตัดกระแสไฟลงดินเพื่อป้องกันไฟฟ้าดูด โคมไฟ เครื่องตั้งเวลา สวิทช์และปลั๊กไฟ

ต่างๆ ควรอุดรอยต่อให้สนิทเพื่อป้องกันการเข้าอยู่อาศัยของแมลงก่อความรำคาญ ควรใช้โคมไฟแบบฝังอยู่ในเพดานและมีหน้ากากปิดเพื่อความปลอดภัยต่อสัตว์และผู้ปฏิบัติงาน การให้แสงในคอกสัตว์ทดลองต้องสม่ำเสมอช่วงเวลาสว่างและมืดในห้องเลี้ยงสัตว์ควรมีระบบควบคุมอัตโนมัติประจำห้องและต้องพิจารณาถึงความสำคัญของหน้าต่างซึ่งเป็นช่องผ่านของแสงสว่างโดยธรรมชาติซึ่งมีผลต่อการควบคุมความมืดความสว่างในห้อง

ควรมีเครื่องสำรองไฟฟ้าไว้ใช้กรณีที่เกิดไฟฟ้าขัดข้องเพื่อให้สามารถรักษาการปรับและระบายอากาศในห้องเลี้ยงสัตว์ และให้ความสว่างในทางเดินหรือในห้องเลี้ยงสัตว์เพียงพอให้ทำงานเท่าที่จำเป็นได้

ควรมีพื้นที่สำหรับการเข้าไปซ่อมบำรุงระบบไฟฟ้า (เหนือฝ้าเพดาน) รวมถึงการเปลี่ยนหลอดไฟฟ้าที่ให้แสงสว่างในห้องก็ต้องเปลี่ยนที่บริเวณเหนือฝ้าเพดานโดยไม่ต้องเข้าไปรบกวนในห้องหรือพื้นที่เลี้ยงสัตว์

- พื้นผิวภายใน

พื้นห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองควรเรียบ ไม่มีร่อง ทำความสะอาดฆ่าเชื้อโรคได้ง่าย ทนต่อสารเคมีและน้ำยาฆ่าเชื้อได้ดี ไม่ติดสี ไม่ลื่นแม้จะเปียกน้ำ ไม่ขัดเงาหรือเคลือบ ไม่มีรอยต่อ ไม่ซึมซับน้ำ รับน้ำหนักอุปกรณ์ต่างๆ ได้โดยไม่เป็นร่องหรือรอยบากหรือเป็นหลุมจากการเคลื่อนย้ายหรือการกระทบกระแทก ถ้าทาด้วย epoxy ควรเป็นแบบ high solid มีความหนา 1/8 – 3/16 นิ้วหรือถ้าเป็น methylmethacrylate หรือ seamless vinyl หนา 1/8 นิ้ว หากทำผิวพื้นด้วย epoxy ต้องป้องกันความชื้นจากพื้นที่จะทำให้ epoxy ปูดบวม อย่างไรก็ตาม สำหรับสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ใหญ่ เช่น สุกร โค แกะ แพะ ไม่ควรใช้พื้นที่ทาด้วย epoxy หรือวัสดุอื่นที่ลื่นโดยเฉพาะเมื่อเปียกน้ำ การใช้คอกแบบยกพื้นเหมาะสำหรับสุกร แพะ แกะ ซึ่งพื้น slat ที่ทำจาก fiberglass จะมีน้ำหนักเบาและง่ายต่อการเคลื่อนย้ายเมื่อต้องการฆ่าเชื้อหรือทำความสะอาดคอกสัตว์

ผนังห้องเลี้ยงสัตว์ควรโค้งมนตรงรอยต่อกับพื้นและเพดานประมาณ 15 ซม. เพื่อไม่ให้เกิดเป็นมุมที่จะเป็นที่อาศัยของเชื้อโรคและสิ่งสกปรก พื้นผิวต้องเรียบ ทนต่อความชื้น ไม่ซึมซับน้ำ ทนต่อการขัดถู การล้างแรงดันน้ำและน้ำยาฆ่าเชื้อ ผนังที่ทำด้วยคอนกรีตบล็อกฉาบซีเมนต์และทาด้วยสี epoxy ใช้งานได้ดี รอยต่อใดๆ บนผนังต้องยาปิดรอยต่อให้เรียบร้อย

เพดานต้องทนต่อการชะล้างด้วยน้ำยาฆ่าเชื้อและฉีดพ่นด้วยน้ำแรงดันสูง ในห้องที่มีความชื้นมากๆ เช่น ห้องล้างหรือห้องเลี้ยงสัตว์ซึ่งต้องล้างทุกวันควรใช้ cement plaster ทำเพดาน ไม่ควรใช้หลังคามุงกระเบื้องเป็นเพดานโดยตรงแม้ในทางเดินก็ตามเพราะจะมีช่องให้นก หนู แมลงเข้าไปอาศัยอยู่ได้ โดยทั่วไปไม่นิยมใช้เพดานแบบแขวนในห้องเลี้ยงสัตว์ ถ้ามีการใช้ฝ้าควรถูกสร้างด้วยวัสดุที่กันการซึมผ่านและมีพื้นผิววัสดุที่ล้างทำความสะอาดได้และปราศจากรอยต่อที่ไม่สนิท ท่อก๊าซ ท่อประปา โคมไฟส่องสว่าง สายไฟ ไม่ควรเดินลอยนอกเพดานนอกจากจะมีวัตถุประสงค์เฉพาะ เพดานไม่ควรสูงหรือต่ำเกินไปและไม่ควรสูงเกิน 9 ฟุตเพื่อประหยัดพลังงาน ในห้องที่เพดานสูง 12 ฟุตจะใช้พลังงานมากกว่าเพดานสูง 9 ฟุตถึง 33% ทำให้สิ้นเปลืองพลังงาน มีความแข็งแรงเพียงพอที่ช่างซ่อมบำรุงจะเข้าไปซ่อมบำรุงระบบต่างๆ เหนือฝ้าเพดานได้

สีที่ใช้ควรเป็นสีที่ทนทานต่อการล้างทำความสะอาดด้วยน้ำ ความร้อนและน้ำยาฆ่าเชื้อโรค สีที่ใช้ควรเป็นสีเรียบ อ่อน เพื่อให้มองเห็นรอยคราบสกปรกได้ง่าย Jennings (1974) แนะนำว่าไม่ควรใช้สีที่มีส่วนผสมของสารตะกั่วทาพื้นหรือผนังในคอกเลี้ยงสุกรทดลองเพราะสัตว์ชนิดนี้ไวต่อการเกิดพิษจากสารตะกั่วที่สัตว์จะได้รับจากการกัด แทะหรือเลียพื้นและผนังคอกซึ่งเป็นพฤติกรรมปกติของสุกร

- ประตู

ประตูห้องเลี้ยงสัตว์ควรเป็นแบบเปิดเข้าข้างในและต้องปิดสนิทไม่มีช่องทางให้สัตว์นำโรคผ่านเข้าได้ ประตูที่หุ้มด้วยโลหะหรือทำด้วยโลหะหรือวัสดุที่ทนทานต่อการสึกกร่อนจะดีกว่าประตูที่ทำจากวัสดุอื่นในการกันสัตว์นำโรคและควรหุ้มตามขอบและส่วนล่างสำหรับเป็น kick plate ให้ใช้เท้าดันได้ ไม่ควรมีมือจับหรืออุปกรณ์อื่น ควรเป็นประตูที่ปิดได้อัตโนมัติและมีจังหวะหยุดประมาณ 15 ซม. ก่อนปิดสนิท และมีช่องไว้ให้มองภายในห้องได้ ประตูห้องเก็บอาหารและอุปกรณ์อื่นๆ ควรมีความกว้างมากพอสำหรับรถเข็น ชั้นวางกรงและอุปกรณ์อื่นๆ เพื่อความสะดวกในการปฏิบัติงาน

- ประปาและระบบระบายน้ำ

ในห้องที่ทำความสะอาดโดยใช้น้ำฉีดล้าง พื้นห้องควรมีความลาดเอียงเพื่อระบายน้ำ ควรทำให้น้ำไหลออกและพื้นแห้งโดยเร็วเพื่อลดความชื้นสะสมให้เหลือน้อยที่สุด โดยควรมีความลาดเอียง 0.64 ซม./ความยาวพื้น 1 ม. รูระบายน้ำในห้องทั่วๆ ไปควรมีเส้นผ่านศูนย์กลางไม่ต่ำกว่า 4 นิ้วแต่ถ้าเป็นห้องที่มีการใช้น้ำมากๆ เช่น ห้องล้าง หรือคอกสุกร รูระบายน้ำควรมีเส้นผ่านศูนย์กลางไม่ต่ำกว่า 6 นิ้วและควรมีฝาปิดเพื่อกันก๊าซระเหยหรือสัตว์นำโรคขึ้นมาตามท่อระบายน้ำ

ห้องเลี้ยงสัตว์ทุกห้องต้องมีอ่างล้างมือ ใต้อ่างควรติดก๊อกน้ำอีกอันหนึ่งเพื่อความสะดวกในการใช้น้ำเพื่อทำความสะอาด ในห้องซึ่งเลี้ยงสัตว์ด้วยเครื่องให้น้ำอัตโนมัติจะต้องเดินท่อน้ำในระดับใกล้เพดานและปรับความดันน้ำให้เหมาะสม

ควรมีพื้นที่สำหรับการซ่อมบำรุงระบบประปา ท่อประปา ท่อน้ำทิ้งต่างๆ (ใต้พื้น) โดยไม่เข้าไปรบกวนในห้องหรือพื้นที่เลี้ยงสัตว์ทดลอง

ท่อระบายน้ำต้องไม่เป็นท่อระบายน้ำแบบเปิดต้องมีฝาปิดมิดชิด ต้องมีระบบป้องกันกลิ่นและของเสียย้อนกลับมาในห้อง รวมทั้งต้องป้องกันไม่ให้สัตว์หรือแมลงใดๆ เล็ดลอดเข้ามาได้

- การควบคุม นก หนู แมลง

วิธีที่ดีที่สุด คือ การป้องกันไม่ให้สัตว์เหล่านี้เข้าไปในอาคารได้ การใช้ยาฆ่าแมลงในคอกเลี้ยงสัตว์เป็นสิ่งที่ไม่ควรทำเพราะอาจเป็นพิษต่อสัตว์ทดลองได้ สามารถป้องกันโดยอุดรอยรั่วทั้งหมดที่มีอยู่ไม่ให้สัตว์เหล่านี้เข้าในห้องได้และขจัดที่หลบซ่อนไม่ให้สัตว์เหล่านี้อาศัยอยู่ได้ รอยต่อทั้งหลายทั้งจุดที่สายไฟเข้า-ออก สวิทช์ไฟ ท่อน้ำ ต่างๆ เหล่านี้ต้องยาปิดให้มิดชิด ภายในห้องเลี้ยงสัตว์ควรเป็นห้องโล่งๆ ไม่ติดตั้งอุปกรณ์ใดๆ

ยกเว้นที่จำเป็นจริงๆ เช่น อ่างล้างมือ ซึ่งควรยารอยต่อให้มิดชิดเช่นกัน ในห้องที่ต้องใช้โต๊ะหรือตู้ ควรออกแบบให้โปร่งเพื่อไม่ให้มีที่หลบซ่อนได้ นอกจากนี้บริเวณโดยรอบอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องไม่ปลูกต้นไม้หรือมีสุมทุมพุ่มไม้ติดหรือใกล้ชิดกับตัวอาคารมากจนมีกิ่งไม้พาดสู่อาคารได้ บริเวณโดยรอบอาคารต้องสะอาดปราศจากเศษใบไม้และขยะ

- การควบคุมเสียง

ควรมีการควบคุมการเกิดเสียงรบกวนสัตว์ทดลองเพราะทำให้สัตว์เครียดส่งผลกระทบต่อการทดสอบได้ ซึ่งควรคำนึงถึงตั้งแต่ระยะการวางแผน การออกแบบหรือปรับปรุงสถานที่ สามารถทำได้โดยการวางผังให้ห้องหรือบริเวณที่มักเกิดเสียงดัง เช่น ห้องล้าง อยู่ห่างจากห้องเลี้ยงสัตว์หรือมีทางเดินหรือห้องอื่นกั้น การเลือกใช้ผนังก่ออิฐหรือปูนซึ่งมีความหนาสามารถลดเสียงได้ดี ควรเลือกและกำหนดจุดติดตั้งระบบสัญญาณเตือนอัคคีภัยหรือระบบเตือนต่างๆ รวมไปถึงลำโพงหรือระบบการประกาศกระจายเสียงภายในอาคารให้อยู่ในจุดที่มีโอกาสรบกวนสัตว์ทดลองให้น้อยที่สุด ส่วนภายในห้องเลี้ยงสัตว์ การเปลี่ยนกรงหรืออุปกรณ์เลี้ยงสัตว์อื่นๆ รวมไปถึงการทำความสะอาดต้องทำด้วยความระมัดระวังไม่ให้เกิดเสียงดังเท่าที่จะทำได้

- การสื่อสารภายในอาคาร

อาจใช้โทรศัพท์ เครื่องเรียกภายใน ระบบเครือข่ายคอมพิวเตอร์ ในการติดต่อสื่อสารภายในอาคาร เครื่องเรียกภายในควรมีทุกห้องแต่ควรปรับระดับเสียงไม่ให้รบกวนสัตว์ ระบบสื่อสารสองทางจะมีประโยชน์มากในการติดต่อสื่อสารเพื่อไม่ให้เกิดความผิดพลาดในการประสานงาน

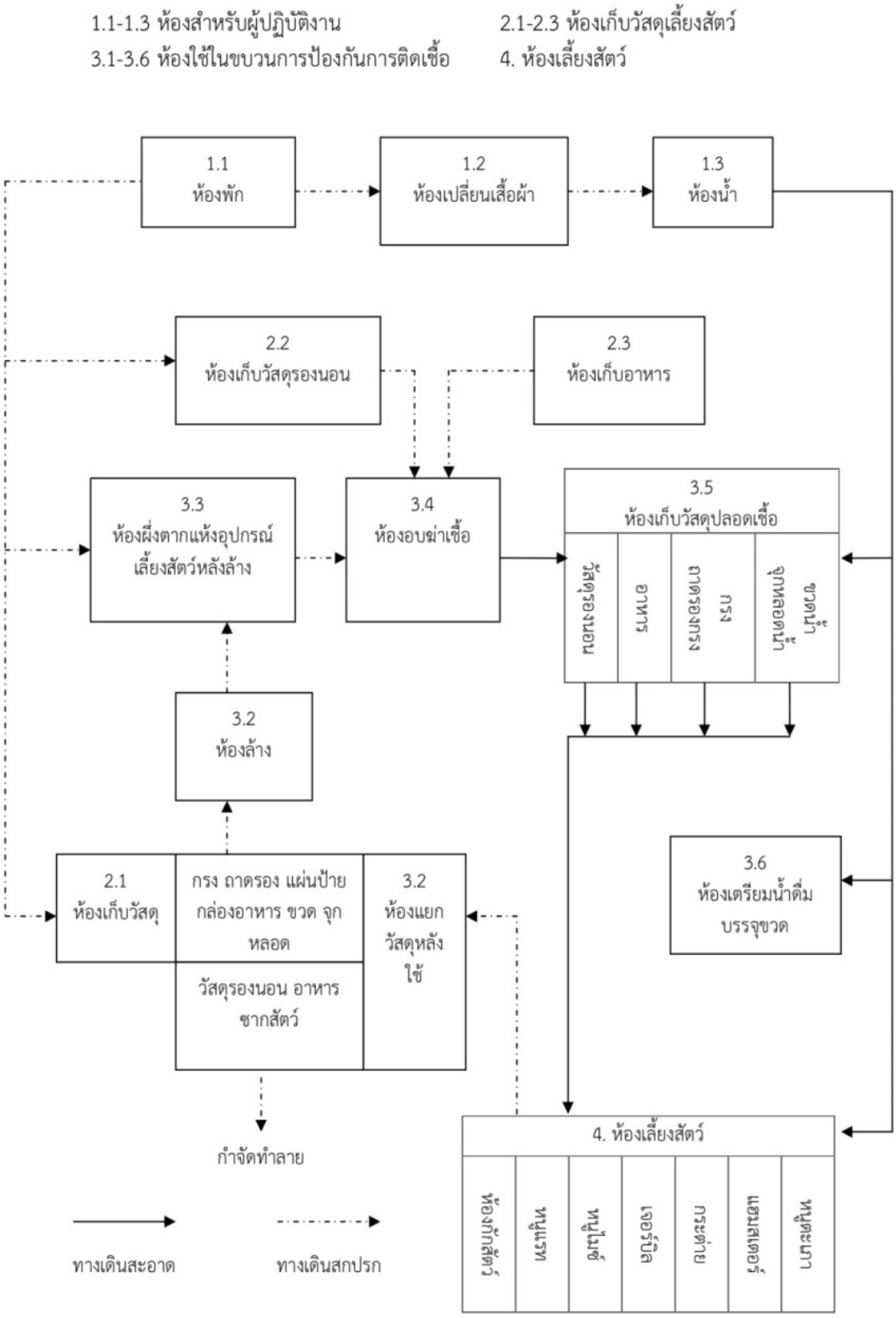
- ระบบการรักษาความปลอดภัย

สถานที่ตั้งของอาคารคอกสัตว์ทดลองควรแยกออกมาจากส่วนอื่นๆ มีการใช้ประตูที่ล๊อคได้โดยอัตโนมัติตามโปรแกรมที่ตั้งไว้เพื่อไม่ให้ผู้ที่ไม่เกี่ยวข้องเข้ามาในพื้นที่ นอกจากนั้นการเข้าออกควรมีระบบจำกัดการเข้าออก เช่น การมีบัตรผ่านหรือกุญแจเฉพาะเจ้าหน้าที่ หรือการสแกนนิ้วมือ เป็นต้น ซึ่งนอกจากเป็นการควบคุมการเข้าออกแล้วยังสามารถบันทึกเวลา สถานที่และระบุตัวบุคคลที่ผ่านเข้าออกในแต่ละครั้งได้ด้วย อาจมีการติดตั้งโทรทัศน์วงจรปิดภายในและภายนอกอาคารเพื่อที่จะสามารถตรวจสอบได้ในทุกจุด มีการติดตั้ง fire alarm system และถังดับเพลิงเพื่อเตือนหรือป้องกันการเกิดอัคคีภัย

- การจัดการระบบทางเดิน

การจัดระบบทางเดินเชื่อมติดต่อระหว่างส่วนต่างๆภายในอาคารคอกสัตว์ทดลอง ควรเริ่มจากบริเวณสะอาดไปยังบริเวณสกปรกเสมอและไม่ย้อนกลับเข้ามาในบริเวณที่สะอาดอีก ทั้งผู้ปฏิบัติงาน เครื่องมืออุปกรณ์และสัตว์ทดลอง ควรจัดระบบทางเดินสะอาด - สกปรกไว้ในแผนผังของอาคารคอกสัตว์ซึ่งแยกบริเวณ

สกปรกที่ติดเชื้อออกจากบริเวณสะอาดเพื่อเป็นการควบคุมป้องกันการติดเชื้อสู่สัตว์ทดลอง ตัวอย่างแผนผังแสดงพื้นที่ในอาคารคอกสัตว์ทดลองและทางเดินสะอาด – สกปรก ดังแสดงในรูปที่ 17



<u>รูปที่ 17</u> แสดงพื้นที่ในอาคารคอกสัตว์ทดลองและทางเดินสะอาด – สกปรก (ประดน, 2536)

ทางเดินต้องมีความกว้างเพียงพอสำหรับการเคลื่อนย้ายวัสดุอุปกรณ์ต่างๆ ได้โดยสะดวก วัสดุพื้นผิวทางเดินต้องง่ายต่อการรักษาและทำความสะอาด ผนังทางเดินควรมีราวยื่นหรือไม้กันกระแทก (Bumper) ติดตั้งตลอดทาง ตามมุมหรือทางแยกควรกรุด้วยแผ่นโลหะกันการกระแทกเช่นกัน ควรติดตั้งสัญญาณเตือนอัคคีภัย ถังดับเพลิงและโทรศัพท์ในซอกผนังโดยติดตั้งให้มีความสูงเพียงพอหรือมีที่ครอบบังเพื่อป้องกันการเสียหายจากการเคลื่อนย้ายอุปกรณ์ขนาดใหญ่บริเวณทางเดิน

- ระบบการตรวจสอบและควบคุมสภาวะแวดล้อมของห้องเลี้ยงสัตว์

การตรวจสอบและควบคุมสภาวะแวดล้อมในห้องเลี้ยงสัตว์และพื้นที่ควบคุมอื่นๆ ควรติดตั้งเป็นระบบอัตโนมัติอยู่ภายในอาคารคอกสัตว์ทดลอง ซึ่งมีระบบแจ้งเตือนผู้ปฏิบัติงานเมื่อมีการเบี่ยงเบนของสภาวะแวดล้อมตามที่กำหนดไว้เพื่อเป็นการป้องกันความเสียหายที่จะเกิดกับสัตว์ทดลองจากการทำงานที่บกพร่องของระบบควบคุมสภาวะแวดล้อม ซึ่งควรมีการตรวจสอบและบำรุงรักษาระบบควบคุมสภาวะแวดล้อมต่างๆ ให้ทำงานได้อย่างถูกต้องเป็นประจำ

- ระบบสุขาภิบาล

ควรมีการรักษาระบบสุขาภิบาลให้ดีที่สุดโดยใช้สารเคมีน้อยที่สุด ในห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองควรมีอุปกรณ์ที่ติดในห้องให้น้อยที่สุด พื้นผิวภายในต้องทนทานและเอื้อให้การทำความสะอาดฆ่าเชื้อโรคมีประสิทธิภาพที่สุด การกวาดพื้นห้องเลี้ยงสัตว์เป็นสิ่งที่ไม่ควรทำเพราะจะทำให้เกิดการฟุ้งกระจายของฝุ่นละออง เครื่องดูดฝุ่นธรรมดาที่ใช้กันทั่วไปก็ไม่ควรนำมาใช้ทำความสะอาดห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองยกเว้นจะเป็นแบบ central turbine type หรือมี HEPA filter ติดตั้งอยู่ด้วย ห้องเลี้ยงสัตว์แต่ละห้องควรมีอุปกรณ์ทำความสะอาดแยกเฉพาะห้องเพื่อป้องกันการปนเปื้อนระหว่างห้องและอุปกรณ์เหล่านี้ต้องฆ่าเชื้อโรคอย่างสม่ำเสมอ

ขยะและของเสียรวมไปถึงซากสัตว์ทดลอง ควรมีการกำจัดอย่างสม่ำเสมอด้วยวิธีที่ปลอดภัยและทำเป็นประจำ ควรมีถังรองรับขยะที่ปิดป้ายอย่างถูกต้อง ชัดเจน มีจำนวนเพียงพอจัดวางทั่วทั้งอาคารอย่างมีแบบแผน ถังรองรับขยะควรแข็งแรงไม่รั่วซึมและมีฝาปิดสนิท ควรใช้ถุงสำหรับรองรับขยะในถัง มีการล้างทำความสะอาดเป็นประจำ สม่ำเสมอ ควรมีบริเวณสำหรับเก็บขยะโดยเฉพาะซึ่งไม่มีแมลงหรือสัตว์อื่นมาขุดคุ้ยได้ ถ้ากำจัดไม่ได้ในทันทีและต้องเก็บไว้ควรแยกเก็บต่างหากจากบริเวณอื่นๆ ถ้าเป็นขยะที่เน่าเสียง่ายต้องเก็บในตู้เย็นหรือตู้แช่ที่มีการติดป้ายระบุอย่างถูกต้องชัดเจน สำหรับขยะหรือซากสัตว์ที่ติดเชื้อเป็นอันตรายจะต้องฆ่าเชื้อโดยการอบนึ่งฆ่าเชื้อ เก็บในอุปกรณ์กักกัน (Containment) หรือวิธีอื่นที่เหมาะสมก่อนนำออกนอกอาคารเพื่อนำไปเผาทำลายหรือส่งบริษัทที่ได้รับอนุญาตในการเก็บและทำลายขยะติดเชื้อ (NRC, 1996)

ต้องมีการจัดการและบำบัดน้ำเสียจากการใช้น้ำยาฆ่าเชื้อต่างๆ ในการทำความสะอาดวัสดุอุปกรณ์เลี้ยงสัตว์และน้ำเสียจากของเสียที่ปล่อยจากสัตว์ก่อนที่จะระบายออกสู่ระบบน้ำทิ้งภายนอก

- ระบบขนส่งภายในอาคาร

หากเป็นอาคารคอกสัตว์ทดลองที่มีการเลี้ยงสัตว์สูงกว่าหนึ่งชั้นต้องจัดให้มีลิฟต์เพื่อการขนส่งสัตว์และอุปกรณ์ โดยต้องมีอย่างน้อย 2 ตัว สำหรับการขนของสะอาดและขนของสกปรกแยกจากกันโดยเด็ดขาด การมีลิฟต์อย่างน้อย 2 ตัวยังเป็นการเผื่อไว้ในกรณีที่ตัวใดตัวหนึ่งเกิดชำรุดอีกด้วย วัสดุพื้นผิวภายในลิฟต์ต้องเป็นชนิดเดียวกับพื้นและผนังเพื่อให้ง่ายต่อการทำความสะอาดและมี guard rail เพื่อกันการกระแทกของรถเข็น หากมีบันไดเพื่อไปสู่กิจกรรมอื่น เช่น การซ่อมบำรุงควรตั้งไว้อยู่นอกบริเวณพื้นที่เลี้ยงสัตว์

การเลี้ยงสัตว์ทดลองเป็นระบบ

การเลี้ยงสัตว์ทดลองเป็นระบบ หมายถึง การจัดการดูแลสัตว์ให้มีที่อยู่อาศัยและมีอาหารการกินอุดมสมบูรณ์เพื่อให้สัตว์มีสุขภาพดี

1. มีการจัดการอาคารและห้องเลี้ยงสัตว์เป็นสัดส่วน
2. มีการจัดการให้สัตว์อยู่ในกรงที่กักขังอย่างปลอดภัย หลบหนีไม่ได้ การถ่ายเทอากาศ แสงและเสียงเหมาะสมกับสัตว์แต่ละชนิดและไม่สร้างความเครียดแก่สัตว์
3. มีการจัดการอาหารและน้ำดื่มให้สัตว์ได้ดื่มกินถูกต้องตามความต้องการของสัตว์แต่ละชนิดทั้งทางด้านปริมาณและคุณภาพ
4. มีการจัดการวัสดุรองนอนเพื่อใช้รองรับอุจจาระ ปัสสาวะสัตว์
5. พนักงานเลี้ยงสัตว์ทดลองและผู้ปฏิบัติงานที่ปฏิบัติตามระบบการเลี้ยงและการป้องกันการติดเชื้ออย่างเคร่งครัด
6. มีระบบป้องกันการติดเชื้อจากสถานที่เลี้ยง วัสดุอุปกรณ์เลี้ยงสัตว์ คนและพาหะนำเชื้อ

การเลี้ยงสัตว์ทดลองแบ่งเป็น 3 ระบบ ขึ้นอยู่กับวิธีการป้องกันการติดเชื้อ ดังนี้

1. **การเลี้ยงสัตว์ระบบปลอดเชื้อ (Gnotobiotic System)**
   การเลี้ยงสัตว์ระบบนี้มีวิธีการป้องกันการติดเชื้อให้สัตว์ปลอดเชื้อทุกชนิด

2. **การเลี้ยงสัตว์ระบบปลอดเชื้อจำเพาะ (Specified Pathogen Free System)**
   การเลี้ยงสัตว์ระบบนี้มีวิธีการป้องกันการติดเชื้อให้สัตว์ปลอดเชื้อเฉพาะที่เป็นสาเหตุการเกิดโรค เชื้อจุลินทรีย์อื่นๆ ที่ไม่ทำให้เกิดโรคยังอาศัยในตัวสัตว์ได้

3. **การเลี้ยงสัตว์ระบบอนามัยเข้ม (Strict Hygienic Conventional System)**
   การเลี้ยงสัตว์ด้วยระบบนี้มีวิธีการป้องกันการติดเชื้อที่ยังเปิดโอกาสให้เกิดการติดเชื้อขึ้นได้ โอกาสที่สัตว์จะติดเชื้อมากหรือน้อยขึ้นอยู่กับขั้นตอนและวิธีการในการป้องกันการติดเชื้อ

การป้องกันการติดเชื้อ

การติดเชื้อในสัตว์ทดลองอาจเกิดได้หลายรูปแบบขึ้นอยู่กับชนิดและแหล่งที่มาของเชื้อโรค เชื้อโรคมีทั้งเชื้อไวรัส แบคทีเรีย ปรสิตและเชื้อรา ซึ่งอาจติดมากับฝุ่นละอองในอากาศหรือติดมากับอาหาร น้ำดื่ม วัสดุรองนอน กรง ขวดน้ำ หรือติดมากับมือและเสื้อผ้าของคนเลี้ยง หรือติดมากับมด แมลง ยุง กิ้งกือ หนู งู นก หรือพาหะนำเชื้ออีกหลายชนิด

การติดเชื้อเหล่านี้อาจเกิดขึ้นได้ทั้งทางระบบทางเดินหายใจ ระบบทางเดินอาหาร การสัมผัสทางผิวหนัง การสืบพันธุ์ หรือการผ่านเข้าระหว่างการดูดกินเลือดของแมลงบางชนิด เมื่อเชื้อโรคเข้าสู่ร่างกายเอาชนะความต้านทานของร่างกายและสามารถเจริญเติบโตหรือเพิ่มจำนวนได้ แย่งอาหารหรือปล่อยสารที่เป็นพิษแก่ส่วนประกอบต่างๆ ของร่างกาย อาการของโรคหรืออาการป่วยจะเกิดขึ้น ความรุนแรงของโรคขึ้นอยู่กับความสามารถของเชื้อโรคแต่ละชนิดที่จะทำอันตรายกับร่างกายได้มากน้อยแค่ไหนและอย่างไร และความสามารถของร่างกายที่จะต้านทานเชื้อโรคนี้ได้หรือไม่

เชื้อโรคหลายชนิดติดต่อทางลมหายใจ การแพร่กระจายเกิดขึ้นง่ายและยากแก่การควบคุมหรือป้องกัน เชื้อโรคบางชนิดเข้าสู่ร่างกายโดยมีพาหะเป็นตัวนำ เมื่อพาหะนั้นถูกกำจัดให้หมดไปการแพร่กระจายของเชื้อโรคนั้นก็จะหมดตามไปด้วย เชื้อโรคหลายชนิดติดมากับมือ เล็บ ผมหรือเสื้อผ้าของผู้เลี้ยง เชื้อโรคเหล่านั้นอาจไม่มีอันตรายกับคนหรือพนักงานเลี้ยงสัตว์แต่เมื่อติดเข้าสู่สัตว์ได้แล้วอาจทำให้สัตว์ป่วยถึงตายได้

สัตว์ที่เกิดตามธรรมชาติจะมีจุลชีพอาศัยอยู่ในตัวตั้งแต่แรกเกิด จุลชีพเหล่านี้ไม่เป็นพิษเป็นภัยแก่สัตว์และอาจเป็นประโยชน์ต่อการเจริญเติบโตของสัตว์ด้วย แต่สัตว์บางชนิดเป็นพาหะนำเชื้อโรคที่ก่อโรคกับสัตว์ชนิดอื่นได้ โดยไม่มีอาการเจ็บป่วย สัตว์เหล่านี้จะเป็นแหล่งที่มาของเชื้อโรคที่สำคัญเช่นเดียวกับ คน อาหาร น้ำและวัสดุรองนอน

สัตว์ทดลองที่ได้รับเชื้อโรคจะมีอาการป่วยหรือไม่ก็ตาม สัตว์นั้นจัดว่าไม่เหมาะสมที่จะนำมาใช้ในงานทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ สัตว์ที่รอดชีวิตหายเจ็บป่วยด้วยการรักษาหรือหายเองก็ไม่ควรนำมาใช้ในงานทดสอบ สัตว์ทดลองที่เหมาะกับการทดสอบควรเป็นสัตว์ที่มีสุขภาพดี ส่วนจะปลอดเชื้อแค่ไหนขึ้นอยู่กับวิธีการป้องกันการติดเชื้อในการเลี้ยง

เป้าหมายที่สำคัญในการป้องกันการติดเชื้อ คือ ต้องกำจัดเชื้อโรคให้หมดไปจากแหล่งที่มาของการติดเชื้อ เช่น อาหาร น้ำ วัสดุรองนอน และต้องพยายามทุกวิถีทางไม่เปิดโอกาสให้สัตว์ได้รับเชื้อโรค การปฏิบัติการป้องกันการติดเชื้อให้สมบูรณ์นั้นเป็นไปได้ยากและต้องใช้ค่าใช้จ่ายมาก อย่างไรก็ตามหากไม่มีการป้องกันการติดเชื้อเลยโอกาสที่สัตว์ทั้งฝูงจะเกิดการติดเชื้ออาจเกิดขึ้นได้ง่ายมากเพราะแหล่งที่มาของวัสดุอุปกรณ์แต่ละอย่างที่ใช้ในการเลี้ยงสัตว์ทดลองมีโอกาสที่จะเป็นแหล่งของการติดเชื้อได้ทั้งสิ้นไม่ว่าจะเป็น อาหาร น้ำ วัสดุรองนอน หรือกรงก็ตาม

การป้องกันการติดเชื้อมีหลายวิธี การเลือกใช้วิธีหนึ่งวิธีใดขึ้นอยู่กับ สถานที่ วัสดุและอุปกรณ์ที่ใช้ในการฆ่าเชื้อโรค วัสดุบางชนิดไม่อาจฆ่าเชื้อโรคด้วยวิธีการอย่างหนึ่งแต่อาจใช้วิธีการอื่นได้ จะเลือกใช้วิธีการใดต้องเข้าใจให้ชัดเจนว่าวิธีการที่เลือกใช้นั้นสามารถฆ่าเชื้อได้อย่างสมบูรณ์หรือไม่ หรือว่าเป็นการทำลายเชื้อได้แค่เพียงบางชนิดเท่านั้น

เนื่องจากแหล่งที่มาของเชื้อโรคมีอยู่รอบตัวสัตว์ ทั้งจากอากาศที่สัตว์หายใจเข้าไป อาหารและน้ำที่สัตว์ดื่มกิน กรงที่สัตว์อาศัยอยู่ ขวดน้ำหรือภาชนะที่ใช้ใส่น้ำดื่ม กล่องหรือรางใส่อาหาร วัสดุรองนอนที่ใช้รองรับปัสสาวะ คนเลี้ยง แมลงและพาหะอื่นๆ ตลอดจนฝุ่นละอองที่อยู่ภายในห้องเลี้ยงสัตว์ การป้องกันการติดเชื้อในการเลี้ยงสัตว์ทดลองจึงหมายถึงการป้องกันการติดเชื้อจากแหล่งที่มาของเชื้อไม่ให้ถึงตัวสัตว์ทดลองที่เลี้ยงอยู่ในกรงภายในห้องเลี้ยงทุกวิถีทางเท่าที่จะทำได้ ถ้าทำได้ทุกประการสัตว์จะปลอดเชื้อโดยสมบูรณ์ ถ้าทำได้เฉพาะบางเรื่องโอกาสที่จะปลอดเชื้อก็น้อยลงไป

การป้องกันการติดเชื้อภายนอกอาคารคอกสัตว์ทดลอง การป้องกันการติดเชื้อควรเริ่มจากภายนอกอาคาร ดังนี้

1. จำกัดบุคคลเข้าออกบริเวณอาคารเลี้ยงสัตว์ให้เหลือเพียงผู้ที่เกี่ยวข้องกับการเลี้ยงสัตว์เท่านั้น
2. จัดการบริเวณภายนอกอาคารไม่ให้เป็นแหล่งที่อยู่อาศัยของพาหะนำเชื้อทุกชนิดโดยเฉพาะสุนัข แมว นก หนู งู กิ้งกือ มด ปลวก แมลงสาบ แมลงวันและยุง
3. ควบคุมดูแลให้ผู้ที่เข้าออกในตัวอาคารเลี้ยงสัตว์ปฏิบัติตามข้อปฏิบัติในการป้องกันการติดเชื้อในตัวอาคารอย่างเคร่งครัด

การป้องกันการติดเชื้อภายในอาคารคอกสัตว์ทดลอง หลักการในการป้องกันการติดเชื้อในอาคารคอกสัตว์ทดลอง มีดังนี้

1. ต้องมีมาตรการป้องกันการติดเชื้อทุกพื้นที่ไม่มีกรณียกเว้นอย่างต่อเนื่องและเข้มงวดกวดขัน มาตรการแต่ละพื้นที่อาจแตกต่างกันไปตามความจำเป็นและเหมาะสม
2. บริเวณหน้าต่าง ประตูเข้าสู่อาคารจากภายนอกต้องมีมาตรการป้องกันไม่ให้สิ่งมีชีวิตทุกชนิดรวมทั้งคนเล็ดลอดเข้าสู่อาคารได้ และหากเป็นไปได้ให้มีมาตรการระดับรองเพื่อจำกัดหรือป้องกันไม่ให้เกิดการเล็ดลอดเข้าสู่ห้องเลี้ยงสัตว์โดยตรง
3. จัดแบ่งพื้นที่สำหรับกิจกรรมต่างๆ ในการเลี้ยงสัตว์ควรแยกออกจากกันและกันให้ชัดเจนและให้สอดคล้องกับขั้นตอนการทำงาน มีพื้นที่ทางเดินเชื่อมต่อเป็นวงจรที่ไม่สวนทางกัน

แผ่นกรองอากาศ (HEPA filters)

อาคารเลี้ยงสัตว์ทดลองที่ทันสมัยหลายแห่งติดตั้งแผ่นกรองอากาศก่อนที่อากาศจะผ่านเข้าในห้องเลี้ยงสัตว์ แผ่นกรองนี้มีรูกรองเล็กกว่ารูกรองของเครื่องปรับอากาศหลายเท่าและสามารถกรองเชื้อโรคที่เล็กที่สุดในอากาศได้ เรียกว่า HEPA filter (High Efficiency Performance Air filter) ซึ่งตามความหมายอย่างเป็น

ทางการ แผ่นกรองชนิดนี้เป็นแผ่นกรองที่สามารถกรองอนุภาคขนาดเส้นผ่านศูนย์กลาง 0.3 ไมครอนได้ 99.97% แต่ด้วยเทคโนโลยีในปัจจุบันสามารถเพิ่มประสิทธิภาพการกรองของ HEPA filter ได้เป็น 99.99% โดยที่สามารถกรองได้ทั้งอนุภาคที่มีขนาดใหญ่หรือเล็กกว่า 0.3 ไมครอน (Hessler and Leary, 2002) แผ่นกรองอากาศจะให้ประโยชน์เต็มที่ต่อเมื่อมีอากาศเข้าสู่ห้องโดยผ่านแผ่นกรองอากาศนี้ทางเดียวเท่านั้น ห้องต้องปิดสนิท มิดชิดไม่มีทางเข้าออกของอากาศจากทางอื่นและความดันอากาศภายในห้องจะต้องสูงกว่าภายนอก เมื่อเปิดประตูเข้าออกอากาศจะถ่ายเทจากภายในสู่ภายนอกทิศทางเดียวเท่านั้น

แผ่นกรองอากาศนี้อาจติดตั้งโดยเฉพาะที่ชั้นวางกรงสัตว์ โดยสัตว์ที่อยู่ในกรงบนชั้นจะได้อากาศที่ผ่านการกรองแล้ว หรืออาจนำมาติดตั้งกับ isolator ซึ่งเป็นกล่องพลาสติกหรือกล่องโลหะขนาดใหญ่สำหรับเลี้ยงสัตว์มีกรง อาหาร น้ำ วัสดุรองนอนที่ปลอดเชื้อสำหรับใช้เลี้ยงสัตว์อยู่

<u>รูปที่ 18</u> แสดง poultry isolator ซึ่งมีแผ่นกรอง HEPA filter (แบบกลม) อยู่ด้านบนของตู้สำหรับกรองอากาศทั้งก่อนเข้าตู้และก่อนปล่อยออกภายนอกอาคารเลี้ยงสัตว์ทดลอง

แผ่นกรองอากาศที่สามารถกรองเชื้อโรคได้ถึงขนาดที่เล็กที่สุดนี้ เปิดโอกาสให้เลี้ยงสัตว์ได้ปลอดเชื้ออย่างสมบูรณ์ หรืออย่างน้อยที่สุดให้ปลอดจากเชื้อที่เป็นอันตรายแก่สัตว์

ข้อกำหนดของอาคารคอกสัตว์สำหรับทดสอบวัคซีนสัตว์ที่จะขอรับการรับรองเป็นห้องปฏิบัติการทดสอบวัคซีนสัตว์ของอาเซียน กำหนดให้อากาศที่เข้าและออกห้องทดสอบต้องผ่านการกรองด้วย HEPA filter (ASEAN Secretariat, 1998)

การป้องกันการติดเชื้อจากคนและพาหะนำเชื้อ

การติดเชื้อในการเลี้ยงสัตว์ทดลองมีสาเหตุส่วนใหญ่มาจากคนและพาหะนำเชื้อหลายชนิด การเข้มงวดกวดขันป้องกันไม่ให้เกิดการติดเชื้อจากคนและพาหะนำเชื้อจึงมีความสำคัญอย่างยิ่งต่อการเลี้ยงสัตว์ทดลอง

- **คน**

เป็นพาหะนำเชื้อที่สำคัญ เชื้อโรคอาจติดตัวมากับรองเท้า เสื้อผ้า ผิวหนัง แว่นตา นาฬิกา แหวน ฯลฯ คนอาจมีเชื้อโรคอยู่ภายในร่างกายและอยู่ในสภาพที่จะแพร่กระจายเชื้อต่อไปได้ การติดเชื้ออาจเกิดขึ้นได้ทางลมหายใจและเมื่อสัมผัสใกล้ชิดกับสัตว์ คนสามารถเดินทางไปไหนมาไหนได้เองตามใจชอบ โอกาสที่จะได้รับเชื้อโรคติดตัวมาจากที่ต่างๆ เกิดขึ้นได้ตลอดเวลา เชื้อโรคดังกล่าวอาจเป็นเชื้อโรคที่ไม่เป็นอันตรายกับคนแต่เป็นอันตรายกับสัตว์หรือทั้งคนและทั้งสัตว์ ผู้ปฏิบัติงานกับสัตว์ทดลอง เช่น พนักงานเลี้ยงสัตว์ทดลองและผู้ทดสอบต้องใกล้ชิดสัมผัสกับสัตว์มีโอกาสเสมอที่จะนำเชื้อโรคที่ติดตัวมาสู่สัตว์ทดลองหากไม่มีการระมัดระวังป้องกัน

การป้องกันการติดเชื้อจากคนไม่อาจใช้วิธีการเฉียบขาดที่ได้ผลในการฆ่าเชื้อวัสดุอุปกรณ์และกำจัดพาหะนำเชื้ออื่นๆ เนื่องจากคนจะได้รับอันตรายจากวิธีการที่ใช้ฆ่าเชื้อจึงเป็นปัญหาอย่างยิ่งต่อการเลี้ยงสัตว์ให้ปลอดเชื้อ การป้องกันการติดเชื้อด้วยการเปลี่ยนรองเท้า เปลี่ยนเสื้อผ้า อาบน้ำ สระผม ล้างเล็บ สวมหมวกคลุมผม สวมหน้ากาก เป็นผลเพียงแค่ลดโอกาสการติดเชื้อเท่านั้นและจะเป็นผลต่อเมื่อมีการปฏิบัติอย่างเคร่งครัดและต่อเนื่องเท่านั้น การเลี้ยงสัตว์ให้ปลอดเชื้อจึงจำเป็นต้องอาศัยตู้ปลอดเชื้อ isolator ซึ่งไม่เปิดโอกาสให้คนสัมผัสกับสัตว์โดยตรง

ข้อปฏิบัติในการป้องกันการติดเชื้อจากคน

1. จัดระบบให้มีการเปลี่ยนรองเท้า เสื้อผ้าแยกตามหน้าที่และสถานที่ปฏิบัติงาน รองเท้าและเสื้อผ้าที่สวมในห้องเลี้ยงสัตว์ต้องเป็นรองเท้า เสื้อผ้า ผ้าปิดปากและหมวกคลุมผมที่ใช้เฉพาะในห้องเลี้ยงสัตว์เท่านั้น

2. รองเท้า เสื้อผ้า ผ้าปิดปาก และหมวกคลุมผมที่สวมใส่ในห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองต้องได้รับการฆ่าเชื้อแล้วทุกครั้งก่อนนำมาใช้หรือควรเป็นแบบที่ใช้ได้ครั้งเดียว ใช้แล้วทิ้งไม่นำกลับมาใช้ใหม่

3. ทุกวันก่อนเข้าปฏิบัติงานในห้องเลี้ยงสัตว์ ผู้ปฏิบัติงานจะต้องอาบน้ำทำความสะอาดร่างกาย สระผมให้สะอาด ล้างมือ เล็บให้สะอาดก่อนสวมหมวกคลุมผมและผ้าปิดปาก รวมทั้งใส่ถุงมือสำหรับปฏิบัติงานทุกครั้ง

4. ล้างมือ ฟอกสบู่ ใส่ถุงมือสำหรับปฏิบัติงานก่อนการปฏิบัติงานกับสัตว์ทุกครั้งและไม่ใช้มือสัมผัสอาหารและวัสดุรองนอนโดยตรง ใช้ที่ตักอาหารที่ผ่านการฆ่าเชื้อแล้วเท่านั้น

5. กรณีมีสัตว์ป่วย หรือตายให้ปฏิบัติตามขั้นตอนการปฏิบัติงานที่กำหนดไว้อย่างเคร่งครัด

6. การเข้าออกจากห้องเลี้ยงสัตว์ในแต่ละวันควรเป็นไปตามความจำเป็นเท่านั้นทุกครั้งที่เข้าออกจากห้องเลี้ยงสัตว์ต้องเปลี่ยนรองเท้าทุกครั้งโดยปฏิบัติตามขั้นตอนการปฏิบัติงานอย่างเคร่งครัดทุกครั้ง

7. พนักงานเลี้ยงสัตว์ทดลอง ผู้ทดสอบหรือผู้ควบคุมงานเท่านั้นที่เข้าออกได้เฉพาะห้องเลี้ยงที่ต้องรับผิดชอบโดยไม่ต้องขออนุญาต แต่จะเข้าออกห้องเลี้ยงสัตว์ห้องอื่นๆได้เฉพาะกรณีพิเศษที่ได้รับอนุญาตแล้วเท่านั้น ผู้อื่นที่ได้รับอนุญาตให้เข้าห้องเลี้ยงสัตว์จะต้องปฏิบัติตามขั้นตอนวิธีการป้องกันการติดเชื้อเช่นเดียวกับที่พนักงานเลี้ยงสัตว์ทดลองถือปฏิบัติอย่างเข้มงวดเคร่งครัด

8. มีโปรแกรมการตรวจสุขภาพผู้ปฏิบัติงานเป็นประจำทุกปี

อุปกรณ์ป้องกันร่างกายส่วนบุคคล (Personal protective equipment: PPE)

การใช้อุปกรณ์ป้องกันร่างกายส่วนบุคคลเพื่อเป็นการควบคุมการสัมผัสต่อสารอันตรายที่มีอยู่ระหว่างทดลอง/ทดสอบ เป็นเครื่องป้องกันสารอันตรายทางกายภาพที่อาจสัมผัสผิวหนัง ตา เยื่อเมือกและเสื้อผ้าของผู้ปฏิบัติงาน อุปกรณ์ดังกล่าวควรปกป้องส่วนต่างๆ ของร่างกายที่อาจจะสัมผัสกับสารอันตรายได้ การเลือกอุปกรณ์ขึ้นอยู่กับงานที่ปฏิบัติ ประสบการณ์และการกำหนดโดยผู้ที่เชี่ยวชาญชำนาญการในงานนั้นๆ ตามเหตุผลความจำเป็น

ถุงมือ เป็นอุปกรณ์ป้องกันร่างกายที่ถูกใช้บ่อยที่สุด ควรใช้ถุงมือลาแท็กซ์ ไวนิลหรือวัสดุอื่นที่เหมาะสมเพื่อจับสัตว์ที่ติดเชื้อหรือสารอันตราย ควรเลือกใช้ถุงมือให้เหมาะสมกับงานที่ปฏิบัติ เช่น เลือกใช้ถุงมือไนตริลหรือถุงมือยางที่มีความหนาในการจับสัตว์เพราะป้องกันการข่วนกัดของสัตว์ได้ดีกว่า ถุงมือควรมีขนาดยาวพอเพียงเพื่อให้ครอบคลุมปกป้องบริเวณที่ต้องป้องกัน ถุงมือไวนิลหรือถุงมือลาแท็กซ์หรือถุงมือผ่าตัดชนิดใช้แล้วทิ้งไม่ควรนำมาใช้ซ้ำอีก ถุงมือยางสำหรับงานหนักจะคงสภาพอยู่ได้ดีในการใช้ทำความสะอาดและการฆ่าเชื้อ ถุงมือประเภทนี้มักนำมาใช้สำหรับงานล้างอุปกรณ์ต่างๆ

ชุดปฏิบัติงาน เสื้อกาวน์หรือชุดคลุมใส่ในการปฏิบัติงานในคอกสัตว์ทดลอง เพื่อป้องกันผู้ปฏิบัติงานจากการปนเปื้อนปัสสาวะ อุจจาระหรือสารคัดหลั่งต่างๆ ของสัตว์ทดลอง ไม่ควรใส่ชุดปฏิบัติงานดังกล่าวออกนอกพื้นที่ปฏิบัติงาน ควรเลือกชุดปฏิบัติงานให้เหมาะกับงานที่ทำ เช่น งานล้างทำความสะอาดกรงหรือคอกสัตว์ผู้ปฏิบัติงานควรสวมผ้ากันเปื้อนชนิดหนาทำด้วยยางเพื่อป้องกันตนเองเมื่อมีการใช้สารทำความสะอาด หรือน้ำยาฆ่าเชื้อชนิดเข้มข้นรวมทั้งใส่รองเท้าบู๊ทเพื่อความปลอดภัยด้วย การฆ่าเชื้อและทิ้งชุดปฏิบัติงานมีความสำคัญแต่อาจพิจารณาขึ้นอยู่กับงานที่ทำหรือความอันตรายของเชื้อที่ใช้ การฆ่าเชื้อและซักทำความสะอาดชุดปฏิบัติงานเพื่อนำกลับมาใช้อีกมีค่าใช้จ่ายน้อยกว่าการใช้ชุดปฏิบัติงานแบบใช้แล้วทิ้ง

การป้องกันใบหน้า ตา จมูกและปากเพื่อป้องกันการกระเด็นหรือฟุ้งกระจายของสารอันตราย การใส่แว่นตา แว่นครอบตาหรือกระบังหน้าเพื่อป้องกันในงานที่เกี่ยวข้องกับของเหลวที่ติดเชื้อหรือสารอันตรายที่มีโอกาสกระเด็นหรือกระจาย หรือป้องกันการลืมตัวสัมผัสตาด้วยมือสกปรก ส่วนจมูกและปากป้องกันได้โดยการสวมหน้ากากผ่าตัด (Mask) ซึ่งมีหลายชนิดควรเลือกใช้ให้เหมาะสมกับระดับความอันตรายของงานที่ปฏิบัติ (สภาวิจัยแห่งชาติ สหรัฐอเมริกา, 2541)

รูปที่ 19 แสดงการสวมใส่อุปกรณ์ป้องกันร่างกายส่วนบุคคลในการปฏิบัติงานในอาคารคอกสัตว์ทดลองที่มีการปฏิบัติงานกับเชื้อโรคของศูนย์ทดสอบและวิจัยคุณภาพชีววัตถุสำหรับสัตว์ กรมปศุสัตว์

- **สุนัขและแมว**

นอกจากนำเชื้อที่ติดตัวมาเช่นเดียวกับคนแล้ว สุนัขและแมวอาจนำเห็บ หมัด และไรเข้ามาปล่อยไว้ในห้องเลี้ยงสัตว์ได้อีกด้วย สุนัขและแมวที่หลุดเข้าไปในอาคารเลี้ยงสัตว์ทดลองอาจเข้าไปทำอันตรายกับสัตว์ทดลอง หรือเป็นสัตว์ที่พนักงานเลี้ยงสัตว์ทดลองปล่อยให้เข้าหรือนำเข้าไปโดยรู้เท่าไม่ถึงการณ์ จึงต้องมีมาตรการควบคุมไม่ให้เกิดกรณีเช่นนี้ขึ้น โดยไม่เปิดโอกาสให้นำสัตว์เข้ามาในบริเวณที่ตั้งอาคารเลี้ยงสัตว์ทดลองและสร้างอาคารและห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองให้มิดชิดไม่เปิดโอกาสให้สัตว์เข้ามาภายในห้องเลี้ยงสัตว์ได้

อาคารคอกสัตว์ทดลองทุกแห่งต้องมีระเบียบห้ามนำสัตว์เข้ามาในสถานที่เลี้ยงสัตว์และห้ามโยกย้ายสัตว์ภายในอาคารคอกสัตว์ทดลองโดยไม่ได้รับอนุญาตและถือปฏิบัติอย่างเคร่งครัด

- **นก**

เป็นพาหะนำเชื้ออีกชนิดหนึ่งหากเปิดโอกาสให้เล็ดลอดเข้าได้อาจสร้างปัญหาการติดเชื้อโรคระบาดโดยเฉพาะกับสัตว์ทดลองประเภทสัตว์ปีก และสร้างความรำคาญแก่สัตว์ที่อยู่ในกรงเลี้ยง นอกจากนี้อาจนำไรมาสู่สัตว์ทดลอง ยุ่งยากในการกำจัดให้หมดไป เพื่อป้องกันปัญหานี้ การก่อสร้างอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องไม่เอื้อต่อการเล็ดลอดและการเข้าอยู่อาศัยของนกภายในตัวอาคารและห้องเลี้ยงสัตว์ พนักงานเลี้ยงสัตว์ทดลองต้องได้รับการฝึกฝนไม่เปิดประตูหน้าต่างปล่อยให้นกเข้าห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองได้

- **แมลง**

แมลงที่เป็นพาหะนำเชื้อสู่สัตว์ทดลองมีหลายชนิด เช่น ยุง แมลงวัน แมลงสาบ เป็นต้น แต่ละชนิดยากแก่การป้องกันและกำจัดให้หมดไป วิธีการที่ดีที่สุด คือ การป้องกันไม่ให้แมลงเข้าสู่ตัวอาคารและห้องเลี้ยงสัตว์ทดลอง การติดตั้งท่อระบายน้ำในรูปแบบที่สามารถป้องกันแมลงเล็ดลอดเข้ามาได้ การใช้เครื่องดักแมลงอาจเป็นการแก้ที่ปลายเหตุแต่เป็นประโยชน์ในการกำจัดแมลงที่เล็ดลอดเข้ามาได้ให้หมดไป การฉีดยาฆ่าแมลงจะฉีดได้ต่อเมื่อไม่มีสัตว์อยู่ในห้อง ห้องและพื้นที่ติดต่อเข้าสู่ห้องเลี้ยงสัตว์ควรป้องกันให้ปลอดจากแมลงและไม่เป็นแหล่งแพร่กระจายไปยังสัตว์ทดลอง ห้องล้าง ห้องเก็บอาหารจะต้องไม่มีเศษอาหารตกหล่น พื้นที่บริเวณรอบๆ อาคารต้องได้รับการดูแลไม่ให้เป็นแหล่งเพาะพันธุ์ของแมลงทุกชนิด

- **มด**

อันตรายจากมดไม่เพียงแต่เป็นพาหะนำเชื้อโรคเท่านั้นแต่มดบางชนิดอาจกัดทำอันตรายลูกสัตว์ที่เกิดใหม่ถึงแก่ชีวิตได้ การป้องกันมดให้หมดไปจากอาคารคอกสัตว์ทดลองหรือห้องเลี้ยงสัตว์นั้นยากเพราะมดมีความสามารถที่จะไปตามรูเล็กรูน้อย ท่อระบายน้ำ ฝาผนังและเพดานห้อง ที่ใดมีอาหารมดก็จะตามไป ห้องที่มีสัตว์เลี้ยงต้องมีอาหารให้สัตว์กินตลอดเวลา โอกาสที่มดจะติดตามไปกินอาหารและนำเชื้อไปสู่สัตว์จึงเป็นไปได้ตลอดเวลา จำเป็นต้องป้องกันไม่ให้เกิดปัญหานี้ทุกวิถีทางที่ทำได้ตั้งแต่การกำจัดทำลายแหล่งที่อยู่อาศัยของมดรอบๆ ตัวอาคาร การทำรางหล่อน้ำตัวอาคารคอกสัตว์ทดลองและการฉีดสารเคมีบริเวณที่อาจเป็นทางขึ้นและทางเดินของมดเป็นประจำประจำ การใช้สารเคมีหรือยาฆ่าแมลงในห้องเลี้ยงสัตว์มีข้อจำกัดต้องระมัดระวังไม่ให้ฟุ้งกระจายไปยังสัตว์ ควรแต้มทาบริเวณพื้นหรือฝาผนังที่มีมดขึ้นเท่านั้น ถ้ามีความจำเป็นต้องป้องกันมดขึ้นตามกรงเลี้ยงสัตว์ให้ใช้ปูนขาวใสในภาชนะแทนการหล่อน้ำชั้นวางกรงสัตว์วิธีเดียวกันนี้ใช้ได้ดีในการป้องกันมดขึ้นอาหารในห้องเก็บอาหารสัตว์ทดลอง

- **ปลวก**

ปลวกไม่ใช่พาหะนำเชื้อที่ชัดเจนเหมือนมดหรือแมลงอื่นๆ แต่เป็นสัตว์ที่สามารถเข้าไปกัดกินไม้ตามที่ต่างๆ ภายในห้อง เพดานหรือผนังห้องได้ จึงเป็นตัวทำลายที่ต้องเอาใจใส่ป้องกันไม่ให้เกิดขึ้น การฉีดสารเคมีป้องกันปลวกภายในห้องให้ทำเฉพาะกรณีไม่มีสัตว์เท่านั้น

- **หนู**

เป็นพาหะนำเชื้อโรคหลายชนิด สัตว์ประเภทนี้สามารถเล็ดลอดเข้าอาคารได้อย่างฉลาดและสามารถกัดแทะมุมเพดานห้อง มุมประตู หน้าต่างเพื่อเป็นรูเล็ดลอดเข้าออกและใช้ช่องทางเดินเครื่องปรับอากาศเป็นที่อยู่อาศัยและทางหลบหนี การกำจัดสัตว์ประเภทนี้มักเป็นปัญหายุ่งยาก การวางยาเบื่อเพื่อกำจัดทำลายทำให้หนูตายเน่าเหม็นบนเพดานและท่อระบายอากาศ การปรับบริเวณภายนอกอาคารไม่ให้เป็นที่อยู่อาศัยของหนูเป็นวิธีการที่ดีที่สุดในการป้องกัน

- **พาหะอื่นๆ**

พาหะนำเชื้อโรคอื่นๆ เช่น จิ้งจก งู กิ้งกือ อาจเป็นพาหะนำเชื้อได้ ต้องระมัดระวังสอดส่องดูแลไม่ให้สัตว์เหล่านี้เข้าไปในห้องเลี้ยงสัตว์ทดลองได้

การป้องกันการติดเชื้อจากอาหารและน้ำดื่ม

- **อาหาร**

อาหารที่ใช้เลี้ยงสัตว์ทดลองสำหรับงานทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์มี 2 ประเภท คือ

- อาหารสด

การเลี้ยงสัตว์ทดลองไม่ควรใช้อาหารสด เช่น ผัก หญ้า เนื่องจากมีโอกาสติดเชื้อสูง แต่ก็ยังจำเป็นสำหรับสัตว์ทดลองบางชนิด เช่น โค แพะ แกะ กระต่าย เป็นต้น ในกรณีนี้ควรทำความสะอาดฆ่าเชื้อโดยการล้างและแช่ในสารเคมี วิธีนี้ใช้กับผัก หญ้าและผลไม้ โดยการล้างด้วยน้ำสะอาดก่อนนำไปแช่อย่างน้อย 10-20 นาที ในด่างทับทิม (2.5-5%) หรือกรดไฮโดรคลอริคอ่อนๆ (pH 3-5)

- อาหารอัดเม็ดสำเร็จรูป

เป็นอาหารที่มีวิวัฒนาการมาจากอาหารป่นโดยพ่นไอน้ำเข้าไปคลุกอาหารป่นผสมตามสูตรก่อนที่จะผ่านเข้าเครื่องอัดเม็ดหรือปั้นเป็นก้อนให้ได้ขนาดที่ต้องการและนำมาเข้าเครื่องอบให้แห้งที่ 80 องศาเซลเซียส ด้วยกรรมวิธีนี้เชื้อโรคที่อยู่ในอาหารจะถูกทำลายยกเว้นบางชนิดที่มีสปอร์ อาหารที่นำมาใช้กับสัตว์ทดลองต้องบรรจุถุงหลายชั้น ชั้นในสุดเป็นพลาสติกเพื่อกันไม่ให้ความชื้นผ่านเข้าออกถุง ชั้นนอกที่เหลือเป็นกระดาษซึ่งจะช่วยป้องกันถุงแตก

ข้อควรปฏิบัติในการป้องกันการติดเชื้อจากอาหาร

พนักงานเลี้ยงสัตว์ทดลองมีหน้าที่เตรียมและให้อาหารสัตว์ ต้องระมัดระวังไม่ให้เกิดการติดเชื้อหรือนำอาหารที่อาจมีการติดเชื้อไปให้สัตว์กิน ข้อปฏิบัติต่อไปนี้เป็นเพียงแนวทางที่พนักงานเลี้ยงสัตว์อาจนำมาปฏิบัติเพื่อป้องกันการติดเชื้อให้มากที่สุดเท่าที่จะทำได้

1. ต้องไม่นำถุงอาหารเข้าห้องเลี้ยงสัตว์ รอบๆ ถุงบรรจุอาหารมักสกปรกมีฝุ่น มด มอด ถ้านำเข้าห้องเลี้ยงสัตว์อาจเป็นตัวแพร่กระจายเชื้อได้ ควรถ่ายลงถังที่ทำความสะอาดฆ่าเชื้อแล้วจึงค่อยนำเข้าห้องเลี้ยงสัตว์

2. แกะถุงอาหารส่วนที่เป็นกระดาษออก ตรวจเชื้อรา มด มอดและความผิดปกติของสีอาหารที่อยู่ภายในถุงพลาสติก อาหารที่มีเชื้อรา มดและมอดภายในถุงไม่ควรนำไปให้สัตว์กิน สารพิษจากเชื้อราเป็นอันตรายกับสัตว์ มดและมอดเป็นพาหะนำเชื้อ อาหารเปลี่ยนสีอาจแสดงถึงเชื้อราหรืออาหารเก่าเก็บและกำลังเสื่อมสภาพ

3. การฆ่าเชื้อถังอาหารและที่ตักอาหารควรใช้ฆ่าเชื้อโรคด้วย autoclave ถ้าไม่มีอาจใช้น้ำสบู่และน้ำสะอาดล้าง ผึ่งตากแดดให้แห้งก่อนนำมาใช้ ถ้าใช้น้ำยาฆ่าเชื้ออาจมีปัญหาการตกค้างของน้ำยาฆ่าเชื้อเจือปนไปกับอาหารและเป็นพิษกับสัตว์

4. ก่อนเทอาหารลงถังต้องแน่ใจว่ารอบถุงไม่มีฝุ่น มดและมอด ขณะเทต้องระมัดระวังไม่ให้ถุงสัมผัสกับอาหาร

5. การให้อาหารไม่ควรใช้มือสัมผัสอาหาร ควรใช้ที่ตักอาหาร

6. ให้อาหารลงในที่ใส่อาหารเท่านั้น ห้ามให้อาหารลงบนพื้นคอกหรือกรง ที่ใส่อาหารต้องเป็นแบบที่สัตว์กินได้สะดวกแต่ลงไปคุ้ยเขี่ยหรือนอนในที่ใส่อาหารไม่ได้

7. ให้อาหารแต่เพียงพอกินได้ 1 วัน อาหารที่ตกค้างเกิน 1 วันอาจขึ้นรา ก่อนให้อาหารในวันรุ่งขึ้นต้องเอาอาหารเก่าออกก่อน

8. ควรออกแบบและวางที่ให้อาหารไว้ในที่ที่สัตว์เข้าถึงได้ง่ายและลดการปนเปื้อนปัสสาวะและอุจจาระให้น้อยที่สุดและบำรุงรักษาให้ที่ให้อาหารอยู่ในสภาพดี ไม่ควรขนย้ายภาชนะบรรจุอาหารไปมาระหว่างบริเวณที่อาจเกิดความเสี่ยงต่อการปนเปื้อนและควรทำความสะอาดที่ให้อาหารและการสุขาภิบาลโดยสม่ำเสมอ

9. ถ้าจำเป็นต้องให้อาหารสดให้ล้างให้สะอาดก่อน แช่ด้วยด่างทับทิมหรือน้ำผสมกรดไฮโดรคลอริคอ่อนๆ ประมาณ 10-20 นาที และล้างด้วยน้ำสะอาดอีกครั้งก่อนนำไปให้สัตว์กิน การให้อาหารสดควรให้ในภาชนะที่จัดให้เหมาะกับสัตว์ ไม่ควรวางให้กินบนพื้นคอกหรือกรง

การเก็บอาหาร

ประเทศไทยมีอากาศร้อนและความชื้นสูง คุณค่าอาหารบางชนิดจะเริ่มเสื่อมสภาพภายใน 3 สัปดาห์ และเชื้อราอาจเจริญเติบโตบนอาหาร ทำให้อาหารเปลี่ยนสีและส่งกลิ่นผิดปกติ อาหารอัดเม็ดที่แห้งมีความชื้นประมาณ 8% ซึ่งไม่สูงพอที่เชื้อราเจริญเติบโตได้ ถุงบรรจุอาหารส่วนใหญ่จะเป็นถุง 3-4 ชั้น ชั้นในสุดจะเป็นถุงพลาสติกที่ผนึกไว้ให้หนาเพื่อป้องกันความชื้นจากภายนอก ถ้าพบว่าถุงแตกถึงชั้นในควรส่งอาหารคืนโรงงานหรือไม่ควรรับซื้ออาหารถุงนั้น

ถ้าต้องการเก็บอาหารเป็นเวลานานต้องเก็บอาหารในห้องเย็นไม่เกิน 20 องศาเซลเซียส และต้องเป็นห้องที่แห้ง มีอากาศถ่ายเทที่ดี ไม่ปะปนกับเชื้อโรค สารเคมีและปลอดจากมด แมลง คุณภาพของอาหารจะขึ้นกับการเก็บรักษาและระยะเวลาตั้งแต่ผลิต โดยทั่วไปอาหารสัตว์ทดลองจะมีวันหมดอายุ 90 วันหลังจากผลิตและจะเสื่อมลงเรื่อยๆ (อนงค์นาฏ, 2543a) อาหารที่เปิดถุงแล้วควรเก็บในภาชนะที่มีฝาปิดและเก็บในห้องที่แห้ง เพื่อกันเชื้อราและรีบใช้ให้หมดโดยเร็ว การแบ่งอาหารเก็บในถุงพลาสติกจะเร่งให้เชื้อราเจริญเติบโตได้รวดเร็ว ไม่เก็บอาหารในห้องเย็นที่แห้งและรัดปากถุงให้แน่น ก่อนที่จะนำอาหารเข้าเก็บในห้องเก็บอาหารควรตรวจและขจัดฝุ่น มอด และแมลงที่อยู่ในห้องด้วยการรมควันฆ่าเชื้อห้องเป็นครั้งคราวและการเปิดแสง UV จะช่วยป้องกันเชื้อโรคที่เจือปนอยู่ในอากาศภายในห้องได้

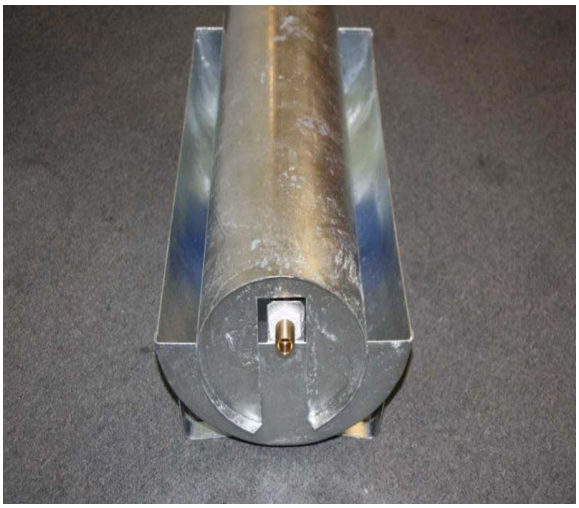
- **น้ำดื่ม**

น้ำดื่มสำหรับสัตว์ทดลองต้องสะอาดปราศจากเชื้อโรค ต้องเป็นน้ำอ่อนไม่ใช่น้ำกระด้าง น้ำบาดาลที่ผ่านการกรองใหม่ตกตะกอน หมดความกระด้าง ปราศจากกลิ่นและแร่ธาตุที่เป็นอันตรายต้องผ่านการฆ่าเชื้อหรือการกรองให้ปราศจากเชื้อโรคหรือต้องผ่านกระบวนการทำให้บริสุทธิ์ในลักษณะต่างๆ เช่น reverse osmosis, deionization หรือ ultrafiltration ก่อนนำมาให้สัตว์ดื่มกิน

วิธีที่นิยมใช้ในการป้องกันการติดเชื้อในน้ำดื่ม คือ การผสมน้ำให้เป็นกรดอ่อนๆ (pH 3-5) ด้วยกรดไฮโดรคลอริค หรือการใช้เกลือไฮโปคลอไรด์ผสมให้เกิดอัตราส่วนของคลอรีนในน้ำ เช่นเดียวกับน้ำประปา (อนงค์นาฏ, 2543b)

ภาชนะบรรจุน้ำดื่มต้องเป็นภาชนะปิดไม่เปิดโอกาสให้สัตว์ลงไปในภาชนะหรือพลิกคว่ำภาชนะขวดแก้วหรือพลาสติกที่ใช้บรรจุน้ำ อาจมีจุกหรือหลอดสำหรับให้สัตว์ดูดต้องผ่านการอบฆ่าเชื้อด้วย autoclave ก่อนนำมาบรรจุน้ำ ถ้าไม่มีเครื่องอบฆ่าเชื้อควรล้างขวดให้สะอาดด้วยน้ำสบู่และน้ำสะอาดก่อนนำมาใช้ ในสัตว์ทดลองพวกเป็ดหรือห่านซึ่งโดยปกติเป็นสัตว์ที่ชอบเล่นน้ำ ภาชนะหรือรางให้น้ำต้องออกแบบเป็นพิเศษเพื่อใช้กับสัตว์ประเภทนี้ โดยควรทำจากพลาสติกหรือโลหะเพื่อให้ง่ายต่อการทำความสะอาด ต้องออกแบบให้มีความลึกเพียงพอให้สัตว์จุ่มหัวลงไปในน้ำได้แต่ต้องทำที่ครอบรางน้ำเพื่อป้องกันไม่ให้สัตว์ลงไปในน้ำได้ทั้งตัวโดย

มีช่องว่างให้สัตว์จุ่มหัวลงในน้ำได้เท่านั้น ควรเป็นที่ให้น้ำอัตโนมัติโดยควบคุมระดับน้ำในรางด้วยลูกลอย (Ball-valve) เพื่อให้สัตว์มีน้ำดื่มและเล่นได้ตลอดเวลา และต้องถูกแขวนในกรงเลี้ยงให้มีความสูงเพียงพอเพื่อไม่ให้อาหารหรืออุจจาระของสัตว์ตกลงไปปนเปื้อนในรางน้ำได้ (Cooper and Harry, 1987b)



รูปที่ 20 แสดงภาชนะหรือรางให้น้ำสำหรับเป็ดหรือห่านทดลองซึ่งควบคุมระดับน้ำในรางด้วยลูกลอย (Ball-valve) และมีช่องสำหรับให้สัตว์จุ่มหัวลงในน้ำได้ (Solwayfeeders, 2010)

ควรเปลี่ยนน้ำดื่มโดยใช้ขวดใหม่ทุกวันและไม่ควรปล่อยให้มีรอยคราบเกิดขึ้นภายในขวด ขวดบรรจุน้ำควรเป็นแก้วหรือพลาสติกโปร่งแสงเพื่อสะดวกในการสังเกตคราบสกปรกและปากขวดควรกว้างเพื่อสะดวกในการล้างทำความสะอาดภายในขวด

ในกรณีที่ใช้เครื่องให้น้ำอัตโนมัติอาจควบคุมแบคทีเรียโดยใช้แสงอุลตร้าไวโอเลต โดยการกรองหรือโดยการไล่น้ำทิ้งด้วยน้ำสะอาดเป็นช่วงๆ ต้องมีการตรวจสอบการทำงานของระบบให้น้ำอัตโนมัติเป็นประจำทุกวัน เพื่อให้สัตว์ทดลองมีน้ำสำหรับดื่มได้ตามความต้องการเพราะในสัตว์ทดลองบางชนิด เช่น สุกรจะเกิดภาวะเกลือเป็นพิษ (Salt poisoning) ส่งผลให้เกิดอาการทางระบบประสาทซึ่งเป็นผลจากการที่สัตว์ขาดน้ำไม่ได้รับน้ำดื่มตามที่ร่างกายต้องการ (Laber, 2002)

การป้องกันการติดเชื้อจากวัสดุรองนอน

สัตว์ทดลองหลายชนิดจำเป็นต้องมีวัสดุรองนอนสำหรับทำรังเพื่อพักผ่อนและอยู่อาศัย โดยเฉพาะในสัตว์ฟันแทะซึ่งจำเป็นสำหรับการแสดงพฤติกรรมเฉพาะของสัตว์ชนิดนั้นๆ ได้แก่ การคุ้ยเขี่ยหาอาหาร การขุดหลุม การหลบอาศัยในโพรงและการทำรัง นอกจากนี้ยังช่วยซึมซับปัสสาวะและรองรับอุจจาระ ถ้าวัสดุรอง

นอนไม่สะอาดโอกาสที่สัตว์จะติดเชื้อจากวัสดุรองนอนมีสูงมาก จากการกัดแทะวัสดุรองนอนหรืออาจติดเชื้อโดยตรงเมื่อมีบาดแผลเล็กๆน้อยๆ บนผิวหนัง หรืออาจหายใจเอาเชื้อโรคที่ติดปะปนอยู่ในวัสดุรองนอน

วัสดุรองนอนควรเป็นวัสดุที่ไม่มีสารพิษและสัตว์ไม่แทะกินเป็นอาหาร และควรเป็นวัสดุที่ซึมซับน้ำแล้วไม่ยุ่ยเละ ไม่แตกร่วนง่าย ไม่ระคายเคือง กินไม่ได้ ไม่เป็นฝุ่น ปราศจากเชื้อโรค ยาฆ่าแมลงหรือสารเคมีที่เป็นอันตราย ไม่มีสิ่งขับถ่ายจากสัตว์อื่นรวมทั้งแมลง ไม่มีน้ำมันระเหยซึ่งอาจมีผลต่อสัตว์ทดลอง สิ่งที่นิยมมาใช้เป็นวัสดุรองนอน ได้แก่

- **ขี้กบ** เป็นวัสดุเหลือใช้จากโรงไม้ซึ่งนิยมใช้เป็นวัสดุรองนอนกันทั่วโลก เนื่องจากซึมซับน้ำได้ดีและไม่ยุ่ย ขี้กบควรมาจากไม้เนื้ออ่อน ขี้กบจากไม้เนื้อแข็งมักมีคมและมียางซึ่งเป็นอันตรายต่อสัตว์ เนื่องจากขี้กบเป็นวัสดุเหลือใช้ จึงไม่ได้มีการเก็บรักษาที่ดีเท่าที่ควรและมีเชื้อโรคหรือพาหะนำเชื้อหลายชนิดปะปนอยู่ การนำขี้กบที่ไม่ผ่านการอบฆ่าเชื้อมาใช้เป็นวัสดุรองนอนจึงเป็นอันตรายอย่างยิ่งกับสัตว์ทดลอง

- **ขี้เลื่อย** เป็นวัสดุเหลือใช้อีกอย่างหนึ่งจากโรงไม้ มีลักษณะป่น จึงนิยมใช้น้อยกว่าขี้กบ เนื่องจากปัญหาฝุ่นละอองเป็นสาเหตุแพร่กระจายเชื้อโรคได้ง่าย แหล่งที่มาของขี้เลื่อยมีปัญหาการนำเชื้อเช่นเดียวกับขี้กบ

- **กระดาษ** เป็นวัสดุอีกชนิดหนึ่งซึ่งถูกนำมาใช้เป็นวัสดุรองนอนแต่ไม่เป็นที่นิยมเนื่องจากยุ่ยขาดง่ายเมื่อโดนน้ำ กระดาษที่นำมาเป็นวัสดุรองนอนมักเป็นกระดาษที่เหลือใช้จากสำนักงานที่ถูกตัดเป็นเส้นหรือเป็นชิ้นเล็กชิ้นน้อย กระดาษที่ตัดเป็นเส้นอาจมีปัญหาสัตว์มุดเข้าไปอยู่ใต้กระดาษ การป้องกันการติดเชื้อจากกระดาษเป็นเรื่องยุ่งยากเนื่องจากเป็นวัสดุซึมน้ำที่ยุ่ยละง่ายเป็นปัญหาเมื่ออบฆ่าเชื้อโดยการใช้ autoclave วิธีการเดียวที่จะฆ่าเชื้อสำหรับกระดาษได้ผลที่สุด คือ การอาบรังสี

- **แกลบหรือเปลือกข้าว** เป็นวัสดุที่เคยใช้เป็นวัสดุรองนอน บางแห่งอาจยังใช้อยู่ แกลบไม่ซึมซับน้ำและอาจมีเชื้อราเจริญเติบโตเกิดสารพิษที่เป็นอันตรายเมื่อสัตว์กินเข้าไป จึงไม่สมควรที่จะใช้เป็นวัสดุรองนอน

- **วัสดุอื่นๆ** การเลือกหาวัสดุรองนอนที่เหมาะสมนับวันจะประสบปัญหาขาดแคลนมากขึ้น วัสดุหลักเช่น ขี้กบ ขี้เลื่อย ซึ่งเคยเป็นของไม่มีราคากลับกลายเป็นของมีค่าและหายากเนื่องจากวิกฤตการณ์น้ำมันและกฎหมายคุ้มครองป่า จึงมีการคิดหาวัสดุอื่นที่เป็นวัสดุเหลือใช้ ซึมซับน้ำได้ดี สัตว์ไม่แทะกินเป็นอาหารและไม่มีสารพิษเจือปน โรงงานต่างประเทศหลายแห่งสามารถผลิตวัสดุรองนอนอัดเม็ดจากอ้อยและซังข้าวโพดซึ่งซึมซับน้ำได้ดีและมีประโยชน์มากในการเลี้ยงสัตว์ให้ปลอดเชื้อโดยใช้กรรมวิธีในการอัดเม็ดกำจัดเชื้อที่เจือปนอยู่ในวัสดุ

การฆ่าเชื้อวัสดุรองนอน วัสดุรองนอนทุกประเภทก่อนนำมาใช้ต้องผ่านการฆ่าเชื้อโดยวิธีการดังต่อไปนี้

1. ใช้ตู้อบฆ่าเชื้อ (Autoclave)
2. ใช้ตู้อบแห้ง (Hot air oven)
3. ใช้อาบรังสีแกมม่า

การผลิต บรรจุ ขนส่งและเก็บรักษาวัสดุรองนอนควรทำด้วยความระมัดระวังไม่ให้มีการปนเปื้อนสารเคมี แมลงและมูลสัตว์ควรเก็บในที่แห้งเพื่อคงคุณสมบัติในการดูดซับความชื้นและลดโอกาสในการเกิดเชื้อรา

การเปลี่ยนวัสดุรองนอน วัสดุรองนอนที่สกปรกควรถูกเก็บออกและแทนที่ด้วยวัสดุรองนอนใหม่บ่อยเท่าที่จำเป็น เพื่อรักษาให้สัตว์สะอาดและแห้งและเพื่อรักษาระดับของสารพิษต่างๆ เช่น แอมโมเนียให้อยู่ที่ความเข้มข้นต่ำกว่าระดับที่ระคายเคืองเยื่อเมือกต่างๆ ของสัตว์ทดลอง ความถี่ของการเปลี่ยนวัสดุรองนอนขึ้นอยู่กับปัจจัยต่างๆ เช่น ชนิด จำนวนและขนาดของสัตว์ทดลอง ชนิดและ ขนาดของสภาพแวดล้อมการเลี้ยง อุณหภูมิ ความชื้นสัมพัทธ์ การระบายอากาศ การขับถ่ายปัสสาวะและอุจจาระ ลักษณะและความเปียกยุ่ยของวัสดุรองนอน เป็นต้น

การป้องกันการติดเชื้อจากกรงและถาดรองกรง

การติดเชื้อจากกรงเกิดขึ้นได้ง่ายถ้ากรงไม่ผ่านการล้างทำความสะอาดฆ่าเชื้อ เชื้อโรคอาจติดอยู่ตามซอกตามมุมหรือคราบสกปรกของกรงและถาดรองกรง การทำความสะอาดฆ่าเชื้อกรงควรดำเนินการตามขั้นตอน ดังนี้

1. ขูดอุจจาระและวัสดุรองนอนให้หมด
2. ล้างด้วยน้ำสะอาดเพื่อขจัดเศษเล็กเศษน้อยตามซอกมุม
3. ขัดคราบสกปรกด้วยน้ำสบู่
4. ล้างด้วยน้ำสะอาดอีกครั้ง
5. ตากให้แห้งก่อนนำเข้าตู้อบฆ่าเชื้อ

ตู้อบฆ่าเชื้อ (Autoclave)

ตู้อบฆ่าเชื้อเป็นตู้อบที่ใช้ความดันร่วมกับไอน้ำใช้อุณหภูมิที่สูงพอที่จะทำลายเชื้อโรคทุกชนิดได้ภายในระยะเวลาอันสั้น ไอน้ำโดยปกติไม่ต้องอาศัยความดันให้ความร้อน 100 องศาเซลเซียส ใช้เวลา 3 ชั่วโมงในการฆ่าเชื้อโรคเมื่อเพิ่มความดันความร้อนจะสูงขึ้นใช้เวลาฆ่าเชื้อโรคน้อยลง ดังแสดงในตารางที่ 7

ตู้อบฆ่าเชื้อใช้ฆ่าเชื้อวัสดุอุปกรณ์ที่ทนความร้อนได้ทุกชนิด เช่น กรง วัสดุรองนอน ถาดรองกรง ที่ใส่อาหาร ขวดน้ำ จุก หลอด เป็นต้น

ประสิทธิภาพการทำลายเชื้อด้วยตู้อบฆ่าเชื้อขึ้นอยู่กับการปฏิบัติให้ถูกต้องตามขั้นตอนที่กำหนดไว้สำหรับเครื่องแต่ละเครื่องและลักษณะสภาพการห่อหุ้มวัสดุอุปกรณ์ การบรรจุวัสดุอุปกรณ์ในสิ่งห่อหุ้มต้องบรรจุ

หลวมๆ ให้ไอน้ำแทรกซึมเข้าไปได้ทั่วถึง วัสดุอุปกรณ์ที่อบฆ่าเชื้อแล้วควรใช้งานให้เสร็จสิ้นภายใน 1 สัปดาห์ ถ้าเกินกว่านั้นควรนำกลับเข้าไปอบฆ่าเชื้อใหม่ วัสดุอุปกรณ์ที่ฆ่าเชื้อแล้วควรนำไปเก็บไว้ในสถานที่ปลอดเชื้อก่อนนำไปใช้

ตารางที่ 7 แสดงความสัมพันธ์ระหว่างความดัน อุณหภูมิและเวลาในการฆ่าเชื้อด้วยตู้อบฆ่าเชื้อ (Autoclave)

ความดัน (ปอนด์/ตารางนิ้ว)	อุณหภูมิ (°C)	เวลา
0	100	3 ชั่วโมง
5	110	2.5 ชั่วโมง
10	115	50 นาที
15	120	15 นาที
20	125	6.5 นาที
25	130	2.5 นาที
30	135	1 นาที

ที่มา : (อนงค์นาฏ, 2543b)

ตู้อบแห้ง (Hot air oven)

ตู้อบแห้งเป็นตู้อบอีกชนิดหนึ่งที่ใช้ความร้อนแห้งแตกต่างจากตู้อบฆ่าเชื้อซึ่งใช้ความร้อนจากไอน้ำและความดัน การใช้ความร้อนแห้งต้องใช้เวลานานกว่าในการฆ่าเชื้อโรคถึงขั้นที่จะทำลายสปอร์ได้

ที่ 120 °C	ใช้เวลา	6 ชั่วโมงขึ้นไป
ที่ 140 °C	ใช้เวลา	2.5-3 ชั่วโมง
ที่ 160 °C	ใช้เวลา	1-2 ชั่วโมง
ที่ 170 °C	ใช้เวลา	40-60 นาที
ที่ 180 °C	ใช้เวลา	20 นาที

น้ำยาฆ่าเชื้อโรค

น้ำยาฆ่าเชื้อมีหลายรูปแบบหลายชนิด ประสิทธิภาพในการฆ่าทำลายเชื้อโรคแตกต่างกันขึ้นอยู่กับส่วนผสมทางเคมีและความเข้มข้นของน้ำยาและชนิดของเชื้อโรค จึงจำเป็นต้องเลือกใช้น้ำยาฆ่าเชื้อโรคและความเข้มข้นให้ถูกต้อง

น้ำยาฆ่าเชื้อโรคทุกชนิดเป็นอันตรายต่อคนและสัตว์โดยเฉพาะน้ำยาที่เข้มข้น จึงต้องระมัดระวังไม่ให้ถูกผิวหนังและไม่ให้กระเด็นเข้าตา และต้องระวังไม่ให้ตกค้างอยู่บนกรงหรือภาชนะใส่อาหารหรือน้ำ เมื่อแช่น้ำยาฆ่าเชื้อโรคแล้วต้องล้างด้วยน้ำสะอาดจนแน่ใจว่าไม่มีน้ำยาฆ่าเชื้อตกค้างเหลืออยู่

น้ำที่ใช้ผสมน้ำยาฆ่าเชื้อต้องเป็นน้ำสะอาด ระยะเวลาที่จะให้ได้ผลดีขึ้นอยู่กับความเข้มข้นของน้ำยาและความสะอาดของน้ำ น้ำยาที่ใช้แช่แล้วอาจจะใช้ได้อีกถ้ากรงที่ใช้แช่ครั้งแรกไม่สกปรกมากและต้องใช้เวลาแช่นานขึ้น การล้างกรงให้สะอาดเพื่อขจัดคราบสกปรกและเศษวัสดุรองนอนด้วยน้ำสบู่และน้ำสะอาดก่อนแช่ในน้ำยาจะเพิ่มประสิทธิภาพของน้ำยาฆ่าเชื้อโรค น้ำยาฆ่าเชื้อจะไม่ได้ผลถ้ามีคราบสกปรกหรือเศษวัสดุรองนอนติดอยู่ตามพื้นหรือขอบกรง

สภาวะแวดล้อมในห้องเลี้ยงสัตว์

สภาวะแวดล้อมในห้องเลี้ยงสัตว์มีความสำคัญอย่างยิ่งต่อการกินดีอยู่ดีของสัตว์ ความเครียดมีผลต่อสุขภาพสัตว์ทดลองและคุณภาพของผลการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ สภาวะแวดล้อมที่สำคัญ ได้แก่

- **อุณหภูมิ**

สัตว์จะได้รับผลกระทบจากอุณหภูมิในกรณีที่อุณหภูมิของห้องต่ำหรือสูงมากผิดปกติ หรือในกรณีที่อุณหภูมิห้องไม่สม่ำเสมอแตกต่างกันมากในแต่ละช่วงของวัน สัตว์เกือบทุกชนิดสามารถปรับตัวต่อการเปลี่ยนแปลงอุณหภูมิระหว่าง 18-28 องศาเซลเซียส อุณหภูมิที่ต่ำหรือสูงกว่านั้น สัตว์จะเริ่มมีปัญหาในการปรับตัว จุดที่สำคัญอีกประการ คือ ต้องมีระบบที่สามารถควบคุมอุณหภูมิในห้องเลี้ยงสัตว์ให้เพิ่มขึ้นหรือลดลงไม่เกิน ±1 องศาเซลเซียสจากอุณหภูมิที่ตั้งไว้ (Hessler and Leary, 2002) เพื่อไม่ให้สัตว์ทดลองอยู่ในสภาพแวดล้อมที่มีอุณหภูมิแปรปรวนไม่แน่นอน

อุณหภูมิที่แตกต่างกันมากในวันหนึ่งๆ เกิน 8 องศาเซลเซียส อาจมีผลกระทบต่อการปรับตัวของสัตว์ ถึงแม้ว่าอุณหภูมิที่แตกต่างนั้นอยู่ในพิกัด 18-28 องศาเซลเซียส การเลี้ยงสัตว์ทั่วๆ ไป จึงนิยมควบคุมอุณหภูมิที่ 21-28 องศาเซลเซียส เพื่อเลี้ยงสัตว์ได้ทุกชนิดโดยไม่ต้องห่วงต่อการเปลี่ยนแปลงของสภาพอากาศภายนอกห้อง

อาคารคอกสัตว์ทดลองในภูมิภาคที่มีอากาศร้อนจัด เช่น ประเทศไทย อุณหภูมิในห้องเลี้ยงสัตว์อาจสูงเกิน 28 องศาเซลเซียส สัตว์จะแสดงอาการเบื่ออาหาร ดื่มน้ำมาก เติบโตช้า หยุดการผสมพันธุ์ การสร้างอสุจิและรังไข่ผิดปกติ การตั้งท้องผิดปกติ น้ำนมน้อย หงุดหงิด ไม่เลี้ยงลูกและกัดทำร้ายลูก สรีระสภาพเกือบทุกระบบในร่างกายถูกกระทบ การสร้างอาคารคอกสัตว์ทดลองให้ห้องเลี้ยงสัตว์ได้รับแสงแดดและความร้อนจากภายนอกให้น้อยที่สุด ตลอดจนการติดตั้งเครื่องปรับอากาศจึงเป็นส่วนที่จำเป็นอย่างยิ่งในการเลี้ยงสัตว์ทดลองในประเทศเขตร้อน

ปัจจัยต่างๆ ที่มีส่วนเกี่ยวข้องกับการผันแปรของอุณหภูมิภายในและภายนอกห้องเลี้ยงสัตว์ ได้แก่ การออกแบบอาคารคอกสัตว์ทดลอง วัสดุที่ใช้ก่อสร้าง จำนวน อายุ ชนิดและขนาดของสัตว์ที่เลี้ยง การระบายและการถ่ายเทอากาศ ชนิดและความถี่ของการเปลี่ยนวัสดุรองนอน (Besch, 1980)

สำหรับสัตว์ทดลองกลุ่มสัตว์ปีกที่มีการรับสัตว์ทดลองเข้ามาไม่ว่าจะเป็นการฟักไข่เอง หรือรับมาตั้งแต่อายุ 1-14 วัน สิ่งสำคัญที่ต้องเตรียมให้สัตว์ทดลอง คือ การกกสัตว์โดยใช้อุณหภูมิที่เหมาะสม เนื่องจากสัตว์ปีกอายุน้อยๆ ยังไม่สามารถปรับอุณหภูมิร่างกายได้ สภาพแวดล้อมจึงมีอิทธิพลอย่างมากต่อการอยู่รอดและการเจริญเติบโตของสัตว์ Dumoulin (2012) แนะนำว่าอุณหภูมิร่างกายสัตว์สามารถใช้ในการปรับตั้งอุณหภูมิที่เหมาะสมได้ เช่น ถ้าอุณหภูมิร่างกายลูกสัตว์ปีกวัดได้ 38 องศาเซลเซียส ให้ตั้งอุณหภูมิห้องเพิ่มขึ้น 2 องศาเซลเซียส จนกระทั่งลูกสัตว์ปีกปรับอุณภูมิร่างกายได้สม่ำเสมอที่ประมาณ 41 องศาเซลเซียส จึงค่อยๆปรับลดอุณหภูมิห้องลงทีละน้อย (เช่น ลดลงวันละ 0.5 องศาเซลเซียส) จนถึงอุณหภูมิปกติที่สัตว์อยู่สบาย

ตารางที่ 8 แสดงอุณหภูมิและความชื้นสัมพัทธ์ที่แนะนำสำหรับการเลี้ยงสัตว์ทดลอง

ชนิดสัตว์	°C	°F	ความชื้นสัมพัทธ์ (%)
สัตว์ฟันแทะ	18-26	64-79	40-60
กระต่าย	16-22	61-72	30-70
แมว สุนัข ลิง	18-29	64-84	30-70
ปศุสัตว์ สัตว์ปีก	16-27	61-81	30-60

ที่มา : (Sirois, 2005b)

- **ความชื้นสัมพัทธ์**

ความชื้นสัมพัทธ์ในห้องเลี้ยงสัตว์มีผลกระทบต่อการระบายความร้อนจากสัตว์ สัตว์ไม่มีต่อมเหงื่อบนผิวหนังเหมือนมนุษย์ จึงต้องใช้วิธีระบายความร้อนพร้อมกับลมหายใจเพียงอย่างเดียว ที่ความชื้นสัมพัทธ์ต่ำสัตว์จะระบายความร้อนได้ดีกว่าที่ความชื้นสัมพัทธ์สูง

ความชื้นสัมพัทธ์สูงเอื้อต่อการอยู่รอดและเจริญเติบโตของเชื้อราและเชื้ออื่นๆ เกิดปัญหาการหมักหมมอุจจาระและปัสสาวะบนวัสดุรองนอน สร้างแก๊สแอมโมเนียสะสมเพิ่มมากขึ้นทำให้อากาศเสีย ส่งกลิ่นเหม็นในห้อง ทำให้ทางเดินหายใจระคายเคืองและการตอบสนองทางชีววิทยาเปลี่ยนแปลงไป (Manninen et al., 1998) อย่างไรก็ตามความชื้นสัมพัทธ์ต่ำกว่า 40% อาจมีผลกระทบเป็นสาเหตุให้สัตว์บางชนิดป่วยได้ เช่น โรคหางเป็นวงแหวน (Ring tail) ในหนูแรท หรือที่ความชื้นสัมพัทธ์ต่ำกว่า 30% จะทำให้เกิดสภาวะขาดน้ำในสัตว์

อายุน้อย โดยเฉพาะในลูกหนูแรกเกิด (Hessler and Leary, 2002) เป็นต้น ความชื้นสัมพัทธ์ที่แนะนำสำหรับสัตว์ทดลองแสดงตามตารางที่ 8

การควบคุมอุณหภูมิภายในห้องเลี้ยงสัตว์ การหมุนเวียนอากาศ การออกแบบการวางตำแหน่งของอุปกรณ์ให้น้ำภายในคอกให้เหมาะสมและการกำจัดระบายมูลหรือของเสียจากสัตว์เป็นปัจจัยสำคัญในการลดการเกิดภาวะความชื้นในคอกเลี้ยงสัตว์สูงเกินไปได้ (Jennings, 1974)

- **การถ่ายเทอากาศ**

การถ่ายเทอากาศในห้องเลี้ยงสัตว์มีวัตถุประสงค์เพื่อถ่ายเทความร้อนและอากาศเสีย โดยให้อากาศใหม่เข้ามาแทนที่ อากาศเสียที่เกิดในห้องเลี้ยงสัตว์มาจากก๊าซคาร์บอนไดออกไซด์จากลมหายใจสัตว์และก๊าซแอมโมเนียและอื่นๆซึ่งเกิดจากการหมักหมมของอุจจาระและปัสสาวะบนวัสดุรองนอนหรือบนพื้นคอก

ห้องที่ติดตั้งเครื่องปรับอากาศ จำเป็นต้องมีเครื่องดูดอากาศซึ่งควรติดตั้งให้เกิดการถ่ายเทอากาศจากทุกส่วนของห้อง เครื่องดูดอากาศจะดูดก๊าซและกลิ่นเหม็นออกจากห้องปล่อยให้อากาศใหม่เข้ามาแทนที่โดยที่อากาศที่ถูกดูดออกจะต้องผ่านการกรองด้วย HEPA filter ก่อนปล่อยออกจากอาคาร การแลกเปลี่ยนอากาศในห้องเลี้ยงสัตว์ที่ 10-15 ครั้งต่อชั่วโมงเป็นข้อแนะนำสำหรับห้องเลี้ยงสัตว์ทั่วๆ ไปเพื่อรักษาคุณภาพของอากาศที่หมุนเวียนภายในห้องเลี้ยงสัตว์ทดลอง

- **แสง**

แสงสว่างส่งผลกระทบต่อสรีรวิทยา ร่างกายภายนอกและพฤติกรรมของสัตว์หลายชนิด ความเครียดที่เกิดจากแสง ได้แก่ ความไม่เหมาะสมของช่วงระยะเวลาได้รับแสง ความเข้มของแสงและคุณภาพของความยาวคลื่นแสง

ธรรมชาติของสัตว์หลายชนิดที่ถูกนำมาเพาะขยายพันธุ์เป็นสัตว์ทดลองเป็นสัตว์ที่ออกหากินกลางคืนในที่มืดหรือที่สลัวๆ ตาของสัตว์พวกนี้ไม่ทนต่อแสงและแยกสีไม่ได้ แสงเข้มปกติไม่เป็นอันตรายกับสัตว์ที่หากินกลางวันแต่อาจเป็นอันตรายกับสัตว์พวกนี้ จึงต้องระมัดระวังไม่ให้แสงสว่างมากเกินไปสำหรับสัตว์เหล่านี้ แสงสว่างประมาณ 350-400 ลักซ์จากหลอดไฟระยะ 1 เมตรเหนือพื้นให้แสงสว่างเพียงพอกับการปฏิบัติงานในห้องและไม่กระทบกระเทือนต่อความเป็นอยู่ในชีวิตประจำวันของสัตว์

ความเข้มแสงมีค่าลดลงตามพื้นที่ระยะห่างจากแหล่งกำเนิดแสง ดังนั้นตำแหน่งของกรงบนชั้นวางจึงมีผลต่อความเข้มแสงที่สัตว์ได้รับ ความเข้มแสงอาจแตกต่างกันได้มากถึง 80 เท่าสำหรับกรงใสต่างๆ ที่วางอยู่ชั้นบนถึงล่างสุดและมีความแตกต่างกันมากถึง 20 เท่าภายในกรงเดียวกัน การจัดการต่างๆ เช่น การหมุนเวียนตำแหน่งของกรงโดนสัมพันธ์กับแหล่งของแสงหรือการควบคุมการสัมผัสแสงด้วยตัวเองของสัตว์ทดลอง เช่น

การมุดหลบซ่อนตัวในวัสดุสำหรับทำรังหรือวัสดุรองนอน สามารถลดการสัมผัสของแสงที่ไม่เหมาะสมได้แต่การจัดการต่างๆ นั้นควรเอื้อต่อการสังเกตและดูแลสัตว์ด้วย

ช่วงระยะเวลาได้รับแสง (Photoperiod) สำคัญต่อระบบการสืบพันธุ์ เป็นตัวกำหนดพฤติกรรมทางเพศของสัตว์หลายชนิด (Cherry, 1987) เช่น สัตว์ทดลองพวกแพะ แกะ สำหรับสัตว์ชนิดนี้ต้องกำหนดช่วงเวลาที่สัตว์ได้รับแสงให้ใกล้เคียงกับที่สัตว์ได้รับตามธรรมชาติ โดยให้มีความเข้มของแสงสว่างประมาณ 220 ลักซ์ (Mischler et al., 2002) นอกจากนั้นสัตว์บางชนิด เช่น ไก่ จะไม่กินอาหารในที่มีแสงน้อยหรือในความมืด (Apeldoorn et al., 1999) ควรกำหนดช่วงเวลาที่สัตว์ได้รับแสงสว่างให้ไม่กระทบความเป็นอยู่ที่ดีของสัตว์ อัตราส่วนชั่วโมงแสงสว่างต่อความมืดในแต่ละวันที่นิยมใช้กันทั่วไป คือ 12 ชั่วโมงแสงสว่างและ 12 ชั่วโมงมืด การติดตั้งเครื่องปิดเปิดไฟอัตโนมัติอาจช่วยการควบคุมแสงสว่างให้สม่ำเสมอได้ดีกว่าใช้คนในการควบคุมการเปิดปิด

- **เสียง**

เสียงเป็นสิ่งที่สร้างปัญหาในการเลี้ยงสัตว์ทดลองได้อย่างไม่คาดคิด เนื่องจากสัตว์สามารถรับคลื่นเสียงได้ต่ำกว่าที่มนุษย์รับ เสียงที่มนุษย์ได้ยินแผ่วเบาหรือไม่ได้ยินเลยอาจเป็นเสียงที่ทำให้สัตว์ตกใจได้ การเลี้ยงสัตว์ทดลองหลายๆ แห่งมักขาดการระมัดระวังในการใช้เสียงทั้งภายในและภายนอกห้องเลี้ยงสัตว์ เสียงจากกรงหรือชั้นวางกรง เสียงปิดและเปิดฝากรง เสียงรถตัดหญ้าภายนอกอาคาร ฯลฯ ล้วนเป็นเสียงที่อาจทำให้สัตว์ตกใจได้ทั้งสิ้น

การตกใจสร้างความเครียดแก่สัตว์ส่งผลกระทบต่อระบบต่างๆ ของร่างกาย สัตว์จะหมดความสนใจในการสืบพันธุ์หรือหมดความสนใจในการเลี้ยงลูก และอาจใช้เวลา 3-4 วันที่จะกลับคืนสู่สภาพปกติ เสียงที่ดังมากกว่า 85 เดซิเบล มีผลกระทบต่อการเพิ่มน้ำหนักของต่อมหมวกไตและลดความสามารถในการเจริญพันธุ์ของสัตว์ฟันแทะ เช่น หนูไมซ์ลง (Rasmussen et al., 2009) สัตว์บางชนิด เช่น กระต่ายอาจกัดทำร้ายตัวเองเมื่ออยู่ในที่ที่มีเสียงดัง โดยทั่วไปห้องเลี้ยงสัตว์ที่มีความไวต่อเสียงเหล่านี้ควรแยกให้ไกลจากส่วนที่มีเสียงดัง เช่น ห้องล้างกรง ลิฟต์ หรือห้องเลี้ยงสัตว์ชนิดอื่นที่มีเสียงดัง เช่น คอกสุกร เป็นต้น

- **ขนาดพื้นที่ของคอกหรือกรงเลี้ยงสัตว์ทดลอง**

ขนาดพื้นที่และส่วนสูงของกรง หรือขนาดพื้นที่ของคอกสัตว์มีส่วนสร้างความกดดันและความเครียดกับสัตว์ กรงที่มีขนาดเล็กแต่ใส่สัตว์ไว้จำนวนมาก ส่วนสูงของกรงเตี้ยเกินกว่าสัตว์จะยืนได้เต็มที่ พื้นคอกไม่เหมาะกับชนิดของสัตว์ การเลี้ยงสัตว์แออัดเกินไป ฯลฯ เป็นสาเหตุที่สร้างความเครียดแก่สัตว์ได้ทั้งสิ้น

ข้อควรคำนึงที่สำคัญสำหรับการกำหนดความจำเป็นของพื้นที่ ได้แก่ ชนิด อายุและเพศของสัตว์ จำนวนสัตว์ที่อยู่รวมกัน ตัวอย่างเช่น สัตว์วัยรุ่นมักมีน้ำหนักน้อยกว่าสัตว์โตเต็มวัยแต่ปราดเปรียวกว่า อาจ

ต้องจัดให้มีพื้นที่มากกว่าเมื่อเทียบกับน้ำหนักตัว สัตว์ที่อยู่รวมกันเป็นกลุ่มสามารถแบ่งส่วนพื้นที่กัน ปริมาณพื้นที่ที่ต้องการอาจลดลงเมื่อขนาดกลุ่มใหญ่ขึ้น กลุ่มขนาดใหญ่อาจเลี้ยงให้อยู่หนาแน่นได้มากกว่าสัตว์ที่เลี้ยงเป็นกลุ่มเล็กหรือเลี้ยงอยู่ตัวเดียว สัตว์ทดลองที่มีความจำเป็นต้องเลี้ยงแบบแยกอยู่ตัวเดียวอาจต้องจัดให้มีพื้นที่ต่อตัวมากกว่าที่แนะนำให้สำหรับสัตว์ที่เลี้ยงอยู่รวมกันเป็นกลุ่ม ขนาดพื้นที่ขั้นต่ำที่แนะนำสำหรับสัตว์ทดลองชนิดต่างๆ แสดงดังในตารางที่ 9 ซึ่งขนาดพื้นที่ที่แนะนำนี้เป็นพื้นที่เพื่อให้สัตว์ทดลองสามารถกลับตัวได้สะดวกและเคลื่อนไหวได้อย่างอิสระโดยตัวสัตว์ไม่สัมผัสกับที่ให้อาหารและน้ำและมีพื้นที่ว่างมากพอเพียงให้สัตว์ได้พักผ่อนห่างจากบริเวณสกปรกที่มีปัสสาวะและอุจจาระ

ตารางที่ 9 แสดงพื้นที่ต่ำสุดของคอกหรือกรงเลี้ยงสัตว์ทดลอง

animal	weight (g)	type of housing	floor area/animal		height	
			$inch^2$	cm^2	inch	cm
Mice	< 10	cage	6.0	38.71	5	12.70
	10-15	cage	8.0	51.62	5	12.70
	15-25	cage	12.0	77.42	5	12.70
	> 25	cage	15.0	96.78	5	12.70
Rat	< 100	cage	17.0	109.68	7	17.78
	100-200	cage	23.0	148.40	7	17.78
	200-300	cage	29.0	187.11	7	17.78
	300-400	cage	40.0	258.08	7	17.78
	400-500	cage	60.0	387.12	7	17.78
	> 500	cage	70.0	451.64	7	17.78
Hamster	< 60	cage	10.0	64.52	6	15.24
	60-80	cage	13.0	83.88	6	15.24
	80-100	cage	16.0	103.23	6	15.24
	> 100	cage	19.0	122.59	6	15.24
Guinea pigs	< 350	cage	60.0	387.12	7	17.78
	> 350	cage	101.0	651.65	7	17.78

ตารางที่ 9 แสดงพื้นที่ต่ำสุดของคอกหรือกรงเลี้ยงสัตว์ทดลอง (ต่อ)

animal	weight (kg)	type of housing	floor area/animal ft^2	floor area/animal m^2	height inch	height cm
Rabbit	< 2	cage	1.5	0.14	14	35.56
	2-4	cage	3.0	0.28	14	35.56
	4-5.4	cage	4.0	0.37	14	35.56
	> 5.4	cage	5.0	0.46	14	35.56
Cats	< 4	cage	3.0	0.28	24	60.96
	> 4	cage	4.0	0.37	24	60.96
Dogs	< 15	pen/run	8.0	0.74	-	-
	15-30	pen/run	12.1	1.12	-	-
	> 30	pen/run	24.0	2.23	-	-
	< 15	cage	8.0	0.74	e	e
	15-30	cage	12.1	1.12	e	e
	> 30	cage	24.0	2.23	e	e
Nonhuman primates						
Group 1	< 1	cage	1.6	0.15	20	50.80
Group 2	1-3	cage	3.0	0.28	30	76.20
Group 3	3-10	cage	4.3	0.40	30	76.20
Group 4	10-15	cage	6.0	0.56	32	81.28
Group 5	15-25	cage	8.0	0.74	36	91.44
Group 6	> 25	cage	25.1	2.33	84	213.36
Pigeons	-	cage	0.8	0.074	e	e
Quail	-	cage	0.25	0.023	e	e

ตารางที่ 9 แสดงพื้นที่ต่ำสุดของคอกหรือกรงเลี้ยงสัตว์ทดลอง (ต่อ)

animal	weight (kg)	type of housing	floor area/animal ft^2	floor area/animal m^2	height ft^2	height m^2
Chickens	< 0.25	cage	0.25	0.023	e	e
	0.25-0.5	cage	0.50	0.046	e	e
	0.5-1.5	cage	1.00	0.093	e	e
	1.5-3	cage	2.00	0.186	e	e
	> 3	cage	3.06	0.285	e	e
Sheep and goats						
1-4/pen	< 25	pen	10.0	0.93	-	-
	25-50	pen	15.0	1.39	-	-
	> 50	pen	20.0	1.86	-	-
5/pen	< 25	pen	8.5	0.79	-	-
	25-50	pen	12.5	1.16	-	-
	> 50	pen	17.0	1.58	-	-
> 5/pen	< 25	pen	7.5	0.70	-	-
	25-50	pen	11.3	1.05	-	-
	> 50	pen	15.0	1.39	-	-
Swine						
1-4/pen	< 25	pen	6.0	0.56	-	-
	25-50	pen	12.0	1.11	-	-
	50-100	pen	24.0	2.23	-	-
	100-200	pen	48.0	4.46	-	-
	> 200	pen	60.0	5.57	-	-
5/pen	< 25	pen	6.0	0.56	-	-
	25-50	pen	10.0	0.93	-	-
	50-100	pen	20.0	1.86	-	-
	100-200	pen	40.0	3.72	-	-
	> 200	pen	52.0	4.83	-	-

ตารางที่ 9 แสดงพื้นที่ต่ำสุดของคอกหรือกรงเลี้ยงสัตว์ทดลอง (ต่อ)

animal	weight (kg)	type of housing	floor area/animal ft^2	floor area/animal m^2	height inch	height cm
> 5/pen	< 25	pen	6.0	0.56	-	-
	25-50	pen	9.0	0.84	-	-
	50-100	pen	18.0	1.67	-	-
	100-200	pen	36.0	3.34	-	-
	> 200	pen	48.0	4.46	-	-
Cattle	< 350	stanchion	16.0	1.49	-	-
	350-450	stanchion	18.0	1.67	-	-
	450-550	stanchion	22.0	2.04	-	-
	550-650	stanchion	24.0	2.23	-	-
	> 650	stanchion	27.0	2.51	-	-
1-4/pen	< 75	pen	24.0	2.23	-	-
	75-200	pen	48.0	4.46	-	-
	200-350	pen	72.0	6.69	-	-
	350-500	pen	96.0	8.92	-	-
	500-650	pen	124.0	11.52	-	-
	> 650	pen	144.0	13.38	-	-
5/pen	< 75	pen	20.0	1.86	-	-
	75-200	pen	40.0	3.72	-	-
	200-350	pen	60.0	5.57	-	-
	350-500	pen	80.0	7.43	-	-
	500-650	pen	105.0	9.75	-	-
	> 650	pen	120.0	11.15	-	-

ตารางที่ 9 แสดงพื้นที่ต่ำสุดของคอกหรือกรงเลี้ยงสัตว์ทดลอง (ต่อ)

animal	weight (kg)	type of housing	floor area/animal		height	
			ft^2	m^2	ft^2	m^2
> 5/pen	< 75	pen	18.0	1.67	-	-
	75-200	pen	36.0	3.34	-	-
	200-350	pen	54.0	5.02	-	-
	350-500	pen	72.0	6.69	-	-
	500-650	pen	93.0	8.64	-	-
	> 650	pen	108.0	10.03	-	-
Horse	-	tie stall	44.0	4.09	-	-
	-	pen	144.0	13.38	-	-
Ponies						
1-4/pen	-	pen	72.0	6.69	-	-
> 4/pen	< 200	pen	60.0	5.57	-	-
	> 200	pen	72.0	6.69	-	-

หมายเหตุ : e = ความสูงของกรงควรมีความสูงพอเพียงสำหรับให้สัตว์ยืนตัวตรงได้โดยวางเท้าบนพื้น

ที่มา : (Stark and Ostrow, 1989 ; สภาวิจัยแห่งชาติ สหรัฐอเมริกา, 2554)

คอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับต่างๆ (Animal facility Biosafety Level : ABSL)

องค์การอนามัยโลก (World Health Organization : WHO) ได้จัดแบ่งจุลชีพออกตามกลุ่มความเสี่ยง ได้เป็น 4 กลุ่ม ดังนี้

- กลุ่มความเสี่ยงที่ 1 เป็นจุลชีพที่ไม่ก่อโรคในมนุษย์หรือสัตว์
- กลุ่มความเสี่ยงที่ 2 เป็นจุลชีพที่สามารถก่อโรคได้ในมนุษย์หรือสัตว์ แต่ไม่เป็นอันตรายอย่างรุนแรงต่อผู้ปฏิบัติงาน ชุมชน ปศุสัตว์หรือสิ่งแวดล้อม อีกทั้งมีมาตรการการป้องกันและรักษาอย่างมีประสิทธิภาพและความเสี่ยงในการแพร่ระบาดยังมีจำกัดอีกด้วย

- กลุ่มความเสี่ยงที่ 3 เป็นจุลชีพที่สามารถก่อโรคได้ในมนุษย์หรือสัตว์ ซึ่งเป็นอันตรายอย่างรุนแรงแต่โดยปกติจะไม่มีการแพร่ระบาดระหว่างกัน อีกทั้งยังมีมาตรการการป้องกันและรักษาอย่างมีประสิทธิภาพ

- กลุ่มความเสี่ยงที่ 4 เป็นจุลชีพที่สามารถก่อโรคได้ในมนุษย์หรือสัตว์ ซึ่งเป็นอันตรายอย่างรุนแรงและสามารถแพร่ระบาดได้อย่างรวดเร็วทั้งทางตรงและทางอ้อม ประกอบกับยังไม่มีมาตรการการป้องกันและรักษาที่มีประสิทธิภาพ

เช่นเดียวกันกับห้องปฏิบัติการทั่วไป คอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยก็ต้องออกแบบตามความเสี่ยงเพื่อรองรับความเสี่ยงจากการปฏิบัติงานกับจุลชีพกลุ่มต่างๆ โดยแบ่งเป็นคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับ 1, 2, 3 หรือ 4

เมื่อพิจารณาถึงเชื้อจุลชีพที่ใช้กับสัตว์ทดลอง ปัจจัยที่ควรคำนึงถึง ได้แก่

1. วิธีการปกติในการแพร่กระจายของเชื้อ
2. ปริมาณและความเข้มข้นของเชื้อที่ใช้
3. ทางที่ให้เชื้อ
4. ช่องทางหรือโอกาสในการขับเชื้อออกจากร่างกายสัตว์

เมื่อพิจารณาถึงสัตว์ที่ใช้ในการทดสอบ ปัจจัยที่ควรคำนึงถึง ได้แก่

1. ลักษณะนิสัยของสัตว์ทดลอง เช่น มีความดุ ก้าวร้าว หรือมีแนวโน้มที่จะกัดหรือข่วน
2. ปรสิตของสัตว์ทดลองทั้งภายในและภายนอก
3. เป็นสัตว์ทดลองที่มีความไวต่อการติดเชื้อโรคสัตว์สู่คนหรือไม่
4. ความเป็นไปได้ในการเป็นแหล่งแพร่กระจายของสารก่อภูมิแพ้

ข้อกำหนดในการออกแบบลักษณะของคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับต่างๆ วัสดุอุปกรณ์ที่ใช้ และข้อควรระวังในการปฏิบัติงานจะเพิ่มความเข้มงวดเคร่งครัดขึ้นเมื่อเป็นคอกสัตว์ระดับที่สูงขึ้น ดังสรุปในตารางที่ 10

คอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับ 1 (Animal facility-Biosafety Level 1)

คอกสัตว์ทดลองระดับนี้เหมาะสำหรับการเลี้ยงสัตว์ทดลองก่อนการทดสอบและการปฏิบัติงานที่มีการให้เชื้อจุลชีพกลุ่มความเสี่ยงที่ 1 กับสัตว์ทดลอง ผู้ปฏิบัติงานต้องมีความรู้ความชำนาญในการปฏิบัติงานกับเชื้อจุลชีพ (Good microbiological technique: GMT) หัวหน้าผู้ดูแลอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องกำหนดนโยบาย ระเบียบและขั้นตอนวิธีการปฏิบัติงานในทุกๆ การปฏิบัติงานรวมไปถึงการเข้าออกคอกสัตว์ทดลอง ต้องจัดให้มีโปรแกรมการตรวจสุขภาพประจำปีให้แก่ผู้ปฏิบัติงาน ต้องมีการจัดทำคู่มือความปลอดภัยหรือคู่มือการปฏิบัติงานและนำมาใช้ในการปฏิบัติงานภายในอาคารคอกสัตว์ทดลอง

คอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับ 2 (Animal facility-Biosafety Level 2)

คอกสัตว์ทดลองระดับนี้เหมาะสำหรับการปฏิบัติกับสัตว์ทดลองที่ได้รับเชื้อจุลชีพกลุ่มความเสี่ยงที่ 2 โดยมีข้อปฏิบัติเพื่อความปลอดภัย ดังนี้

1. ต้องปฏิบัติตามข้อกำหนดทั้งหมดของคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับ 1
2. ควรติดป้ายเตือนอันตรายทางชีวภาพ (Biohazard warning sign) (ดูรูปที่ 21) ไว้ที่ประตูและที่บริเวณอื่นๆ ที่เหมาะสม
3. อาคารคอกสัตว์ต้องออกแบบให้ง่ายต่อการดูแลทำความสะอาด
4. ประตูต้องเป็นแบบเปิดเข้าข้างในและเป็นแบบปิดได้เอง
5. อุณหภูมิ การระบายอากาศและแสงสว่างต้องเพียงพอต่อการปฏิบัติงาน
6. ถ้ามีระบบระบายอากาศ การไหลเวียนของอากาศต้องเป็นแบบดูดเข้า (Inwards) อากาศเสียถูกระบายออกภายนอกอาคารและไม่ควรมีการหมุนเวียนอากาศกลับเข้ามาในส่วนอื่นใดของอาคาร
7. บุคคลที่สามารถเข้า-ออกอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องเป็นผู้ที่ได้รับอนุญาตแล้วเท่านั้น
8. สัตว์ที่เลี้ยงอยู่ในอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องเลี้ยงเพื่อใช้การทดลองเท่านั้น

รูปที่ 21 แสดงตัวอย่างป้ายเตือนอันตรายทางชีวภาพ (Biohazard warning sign) สำหรับติดประตูคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัย (WHO, 2004)

9. ควรมีโปรแกรมหรือขั้นตอนวิธีการในการควบคุมแมลงหรือสัตว์จำพวกหนู

10. กรณีที่อาคารคอกสัตว์ทดลองมีหน้าต่าง หน้าต่างนั้นจะต้องปลอดภัย แข็งแรงทนทานไม่แตกง่าย และถ้าเป็นแบบที่สามารถเปิดได้ หน้าต่างนั้นจะต้องติดตั้งตาข่ายหรือมุ้งลวดกันแมลง

11. หลังจากการใช้งาน พื้นที่ปฏิบัติงานต้องถูกขจัดสิ่งปนเปื้อนด้วยน้ำยาฆ่าเชื้อโรคที่มีประสิทธิภาพ

12. การปฏิบัติงานที่ทำให้เกิดไอหรือละอองในอากาศต้องปฏิบัติในตู้ biological safety cabinet (Class I หรือ II) หรือกรง isolator ที่มีเครื่องเป่าอากาศและมีการกรองของอากาศที่ถูกปล่อยออกด้วย HEPA filter

13. การปฏิบัติงานที่ทำให้เกิดไอหรือละอองในอากาศต้องปฏิบัติในตู้ biological safety cabinet (Class I หรือ II) หรือกรง isolator ที่มีเครื่องเป่าอากาศและมีการกรองของอากาศที่ถูกปล่อยออกด้วย HEPA filter

14. ต้องมีเครื่องนึ่งฆ่าเชื้อด้วยไอน้ำอยู่ในอาคารคอกสัตว์ทดลองหรือในพื้นที่ใกล้เคียง

15. การเอาวัสดุรองนอนของสัตว์ทดลองออกจากกรงต้องทำด้วยความระมัดระวังเพื่อให้เกิดการฟุ้งกระจายของฝุ่นหรือละอองในอากาศให้น้อยที่สุด

16. ของเสียทั้งหมดรวมทั้งวัสดุรองนอนของสัตว์ทดลองต้องถูกฆ่าเชื้อก่อนนำไปทิ้งหรือทำลาย

17. การใช้วัสดุอุปกรณ์ที่มีคมควรใช้เฉพาะกรณีที่จำเป็นเท่านั้น สิ่งมีคมที่ใช้แล้วควรเก็บในภาชนะที่ป้องกันการแทงทะลุที่มีฝาปิดและถูกจัดการเช่นเดียวกับสิ่งของที่ติดเชื้อ

18. การขนสิ่งของที่จะนำไปนึ่งฆ่าเชื้อหรือเผาทำลายต้องทำด้วยความระมัดระวังและบรรจุในถังหรือตู้ที่ปิดสนิท

19. กรงเลี้ยงสัตว์ต้องทำความสะอาดและฆ่าเชื้อทุกครั้งหลังการใช้งาน

20. ซากสัตว์ทดลองควรจะนำไปทำลายโดยการเผา

21. ผู้ปฏิบัติงานในอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องสวมใส่ชุดปฏิบัติงานและอุปกรณ์ป้องกันเฉพาะบุคคลและถอดเปลี่ยนทุกครั้งเมื่อออกจากอาคาร

22. ต้องจัดให้มีบริเวณสำหรับการล้างทำความสะอาดมือ ผู้ปฏิบัติงานต้องล้างมือก่อนออกจากอาคารคอกสัตว์ทดลองทุกครั้ง

23. กรณีที่เกิดบาดแผลขณะปฏิบัติงานไม่ว่าจะมากหรือน้อย ต้องรีบปฐมพยาบาล ทำความสะอาดแผลและฆ่าเชื้อ โดยต้องมีการบันทึกและรายงานเหตุการณ์ดังกล่าวด้วย

24. ห้ามรับประทานอาหาร ดื่มน้ำ สูบบุหรี่ และห้ามใช้เครื่องสำอางในอาคารคอกสัตว์ทดลอง

25. ผู้ปฏิบัติงานทุกคนต้องผ่านการฝึกอบรมในงานหรือส่วนต่างๆ ที่เกี่ยวข้องกับงานที่ปฏิบัติ

คอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับ 3 (Animal facility-Biosafety Level 3)

คอกสัตว์ทดลองระดับนี้เหมาะสำหรับการปฏิบัติกับสัตว์ทดลองที่ได้รับเชื้อจุลชีพกลุ่มความเสี่ยงที่ 3 หรือถูกกำหนดโดยการประเมินความเสี่ยงงานที่ปฏิบัติ การปฏิบัติงาน ขั้นตอนการปฏิบัติงานและระบบต่างๆ ในคอกสัตว์ทดลองต้องมีการทบทวนและทวนสอบเป็นประจำทุกปี มีข้อปฏิบัติเพื่อความปลอดภัย ดังนี้

1. ต้องปฏิบัติตามข้อกำหนดทั้งหมดของคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับ 1 และ 2
2. การเข้า-ออกอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องถูกควบคุมอย่างเข้มงวด
3. อาคารคอกสัตว์ทดลองต้องแยกออกจากห้องปฏิบัติการอื่นๆ และทางเข้าห้องเลี้ยงสัตว์ต้องทำเป็นประตูสองชั้นโดยมีห้องเล็กกั้นเชื่อมก่อนเข้าห้องเลี้ยงสัตว์
4. ต้องจัดให้มีบริเวณสำหรับการล้างทำความสะอาดมือในห้องเล็กก่อนเข้าห้องเลี้ยงสัตว์
5. ควรมีห้องอาบน้ำในบริเวณห้องเล็กก่อนเข้าห้องเลี้ยงสัตว์
6. ต้องมีระบบควบคุมการหมุนเวียนระบายอากาศเพื่อให้มั่นใจว่าอากาศไหลเวียนผ่านห้องเลี้ยงสัตว์ตลอดเวลา อากาศเสียต้องผ่านการกรองด้วย HEPA filter ก่อนปล่อยออกภายนอกอาคารโดยไม่มีการหมุนเวียนอากาศกลับเข้ามาในอาคารอีก ระบบควบคุมการหมุนเวียนระบายอากาศต้องถูกออกแบบให้สามารถป้องกันการไหลย้อนของอากาศและการเกิดความดันเป็นบวกในทุกๆ ส่วนของอาคารคอกสัตว์ทดลอง
7. ต้องมีเครื่องนึ่งฆ่าเชื้อด้วยไอน้ำตั้งอยู่ในพื้นที่ปฏิบัติงาน ของเสียติดเชื้อควรผ่านการนึ่งฆ่าเชื้อก่อนขนย้ายไปยังส่วนอื่นๆ ของอาคารคอกสัตว์ทดลอง
8. ควรมีเตาเผาซากสัตว์อยู่ในบริเวณอาคารคอกสัตว์ทดลองหรือหากมีวิธีการจัดการซากสัตว์หรือขยะติดเชื้อวิธีอื่น วิธีทางเลือกอื่นนั้นควรผ่านการพิจารณาจากผู้เชี่ยวชาญหรือผู้มีอำนาจพิจารณาแล้วเท่านั้น
9. สัตว์ทดลองที่มีการติดเชื้อจุลชีพกลุ่มความเสี่ยงที่ 3 ต้องเลี้ยงในกรงที่อยู่ใน isolator หรือในห้องที่มีการควบคุมการหมุนเวียนระบายอากาศ
10. วัสดุรองนอนควรเป็นแบบปลอดฝุ่น
11. ชุดปฏิบัติการต้องผ่านการฆ่าเชื้อก่อนนำไปซักทำความสะอาด
12. หน้าต่างของอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องเป็นแบบปิดสนิทและแข็งแรงทนทาน
13. ควรจัดให้มีการให้วัคซีนป้องกันโรคเพื่อเสริมสร้างภูมิคุ้มกันแก่ผู้ปฏิบัติงานตามความเหมาะสม

คอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับ 4 (Animal facility-Biosafety Level 4)

การปฏิบัติงานในอาคารคอกสัตว์ทดลองระดับนี้ปกติแล้วจะเกี่ยวข้องกับการปฏิบัติงานในห้องปฏิบัติการชีวนิรภัยระดับ 4 ซึ่งเป็นห้องปฏิบัติการที่มีการควบคุมเข้มงวดสูงสุดซึ่งการจะดำเนินการห้องปฏิบัติการระดับนี้ต้องมีการออกเป็นกฎเกณฑ์หรือข้อบังคับทั้งระดับชาติและในระดับท้องถิ่น โดยมีข้อปฏิบัติเพื่อความปลอดภัยดังนี้

1. ต้องปฏิบัติตามข้อกำหนดทั้งหมดของคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับ 1, 2 และ 3

2. การเข้า-ออกอาคารคอกสัตว์ทดลองต้องควบคุมอย่างเข้มงวดเฉพาะผู้ปฏิบัติงานที่กำหนดและอนุญาตจากผู้อำนวยการของหน่วยงานเท่านั้นที่ได้รับอนุญาตให้เข้าออกได้

3. ห้ามปฏิบัติงานในอาคารคอกสัตว์ทดลองระดับนี้เพียงคนเดียว อย่างน้อยต้องมีผู้ช่วยอีกหนึ่งคนในการปฏิบัติงาน

4. ผู้ปฏิบัติงานต้องได้รับการฝึกอบรมในระดับสูงที่สุดและต้องคุ้นเคยกับอันตรายหรือความเสี่ยงทุกชนิดกับงานที่ทำตามข้อควรระวังอย่างเต็มที่

5. พื้นที่ที่เลี้ยงสัตว์ทดลองที่ติดเชื้อจุลชีพกลุ่มความเสี่ยงที่ 4 ต้องปฏิบัติตามหลักเกณฑ์ข้อกำหนดของห้องปฏิบัติการที่มีการควบคุมเข้มงวดสูงสุดเช่นเดียวกับห้องปฏิบัติการชีวนิรภัยระดับ 4

6. ทางเข้าอาคารคอกสัตว์ทดลองผ่านทางประตูห้องเล็กซึ่งมีประตู air lock กั้นเชื่อมก่อนเข้าห้องเลี้ยงสัตว์ พื้นที่ส่วนสะอาดต้องแยกออกจากพื้นที่ควบคุมสำหรับการปฏิบัติงานโดยห้องอาบน้ำและเปลี่ยนชุดปฏิบัติงาน

7. ผู้ปฏิบัติงานต้องถอดเปลี่ยนเสื้อผ้าโดยสวมชุดปฏิบัติงานแบบพิเศษและอุปกรณ์ป้องกันเฉพาะบุคคลและเมื่อปฏิบัติงานเสร็จแล้วต้องถอดชุดปฏิบัติงานรวมทั้งอุปกรณ์ป้องกันเฉพาะบุคคลเพื่อนำไปฆ่าเชื้อโดยการนึ่งฆ่าเชื้อด้วยไอน้ำและอาบน้ำทำความสะอาดร่างกายก่อนออกจากอาคารคอกสัตว์ทดลอง

8. อาคารคอกสัตว์ทดลองต้องมีระบบควบคุมการหมุนเวียนระบายอากาศด้วยระบบการกรองอากาศเสียด้วย HEPA filter ก่อนปล่อยออกภายนอกอาคารโดยไม่มีการหมุนเวียนอากาศกลับเข้ามาในอาคารอีกและต้องออกแบบเพื่อให้มั่นใจในการรักษาความดันอากาศของคอกสัตว์ให้เป็นลบตลอดเวลา (การไหลของอากาศเป็นแบบดูดเข้า (Inward) ทางเดียว)

9. ระบบควบคุมการหมุนเวียนระบายอากาศต้องถูกออกแบบให้สามารถป้องกันการไหลย้อนของอากาศและการเกิดความดันเป็นบวกในทุกๆ ส่วนของอาคารคอกสัตว์ทดลอง

10. อาคารคอกสัตว์ทดลองต้องติดตั้งเครื่องนึ่งฆ่าเชื้อด้วยไอน้ำแบบ 2 ประตูโดยให้ด้านหนึ่งเปิดในพื้นที่สะอาดภายนอกห้องปฏิบัติงานเพื่อใช้นึ่งฆ่าเชื้อวัสดุอุปกรณ์ก่อนนำออกจากอาคารคอกสัตว์ทดลอง

11. อาคารคอกสัตว์ทดลองต้องติดตั้งช่องส่งของแบบ air lock โดยให้ด้านหนึ่งเปิดในพื้นที่สะอาดภายนอกห้องปฏิบัติงานเพื่อใช้ส่งสิ่งของที่ไม่สามารถนึ่งฆ่าเชื้อด้วยไอน้ำได้

12. การจัดการหรือปฏิบัติงานกับสัตว์ทดลองที่ติดเชื้อจุลชีพกลุ่มความเสี่ยงที่ 4 ต้องปฏิบัติภายใต้ภาวะการควบคุมเข้มงวดสูงสุดเช่นเดียวกันกับการปฏิบัติงานในห้องปฏิบัติการชีวนิรภัยระดับ 4

13. สัตว์ทดลองทั้งหมดต้องถูกเลี้ยงใน isolator

14. วัสดุรองนอนและของเสียจากสัตว์ทดลองทั้งหมดต้องถูกฆ่าเชื้อด้วยการนึ่งฆ่าเชื้อด้วยไอน้ำก่อนนำออกจากอาคารคอกสัตว์ทดลอง

15. ต้องมีการควบคุมดูแลสุขภาพของผู้ปฏิบัติงาน รวมไปถึงมีโปรแกรมตรวจสุขภาพประจำปีและโปรแกรมการให้วัคซีนเพื่อเสริมสร้างภูมิคุ้มกันแก่ผู้ปฏิบัติงานทุกคน

ตารางที่ 10 สรุปแนวทางการปฏิบัติและอุปกรณ์ที่ใช้เพื่อความความปลอดภัยในการปฏิบัติงานในคอกสัตว์ทดลองชีวนิรภัยระดับต่างๆ

RISK GROUP	CONTAINMENT LEVEL	LABORATORY PRACTICES AND SAFETY EQUIPMENT
1	ABSL-1	Limited access, protective clothing and gloves.
2	ABSL-2	ABSL-1 practices plus: hazard warning signs. Class I or II BSCs for activities that produce aerosols. Decontamination of waste and cages before washing.
3	ABSL-3	ABSL-2 practices plus: controlled access. BSCs and special protective clothing for all activities.
4	ABSL-4	ABSL-3 practices plus: strictly limited access. Clothing change before entering. Class III BSCs or positive pressure suits. Shower on exit. Decontamination of all wastes before removal from facility.

หมายเหตุ : ABSL = animal facility Biosafety level, BSCs = biological safety cabinets

ที่มา : (WHO, 2004)

บทที่ 4
จรรยาบรรณการเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์

การเลี้ยงและดูแลสัตว์ทดลองอย่างมีมนุษยธรรม หมายถึง การกระทำต่างๆ เพื่อให้มั่นใจว่าสัตว์ทดลองได้รับการปฏิบัติอย่างสอดคล้องกันตามมาตรฐานทางจริยธรรมและทางวิทยาศาสตร์ การเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองในการทดสอบชีววัตถุสำหรับสัตว์ ต้องปฏิบัติตามกรอบและกฎเกณฑ์ในการใช้และปฏิบัติต่อสัตว์ทดลอง โดยยึดจรรยาบรรณการใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์ ยึดหลัก 3 R และแนวทางปฏิบัติอื่นๆ เพื่อให้สัตว์ทดลองดำรงชีวิตอยู่ระหว่างการทดลอง/ทดสอบอย่างมีสวัสดิภาพ ให้การใช้สัตว์ทดลองเป็นไปอย่างถูกต้อง เหมาะสม และมีจริยธรรม

จรรยาบรรณการใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์

หมายถึง หลักเกณฑ์ที่ผู้ใช้สัตว์และผู้เลี้ยงสัตว์เพื่องานวิจัย งานทดสอบ งานผลิตชีววัตถุและงานสอนในเชิงวิทยาศาสตร์และเทคโนโลยีทุกสาขา ยึดถือปฏิบัติเพื่อให้การดำเนินงานตั้งอยู่บนพื้นฐานของจริยธรรม คุณธรรม มนุษยธรรมและหลักวิชาการที่เหมาะสม ตลอดจนเป็นมาตรฐานการดำเนินงานที่เป็นที่ยอมรับโดยทั่วกัน

จรรยาบรรณการใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์และแนวทางปฏิบัติ

1. ผู้ใช้สัตว์ต้องตระหนักถึงคุณค่าของชีวิตสัตว์

ผู้ใช้สัตว์ต้องใช้สัตว์เฉพาะกรณีที่ได้พิจารณาอย่างถี่ถ้วนแล้วว่าเป็นประโยชน์และจำเป็นสูงสุดต่อการพัฒนาคุณภาพชีวิตของมนุษย์และสัตว์ และ/หรือความก้าวหน้าทางวิชาการและได้พิจารณาอย่างถี่ถ้วนแล้วว่าไม่มีวิธีการอื่นที่เหมาะสมเท่าหรือเหมาะสมกว่า

<u>แนวทางปฏิบัติ</u>

1.1 ผู้ใช้สัตว์ ควรใช้สัตว์เฉพาะในกรณีที่จำเป็นสูงสุด หลีกเลี่ยงไม่ได้หรือไม่มีวิธีการอื่นที่เหมาะสมเท่านั้น ไม่ใช้สัตว์อย่างพร่ำเพรื่อ ทั้งนี้ ผู้ใช้สัตว์ต้องยอมรับและตระหนักถึงคุณค่าของชีวิตสัตว์และศีลธรรมตามหลักศาสนา

1.2 ก่อนการใช้สัตว์ ผู้ใช้สัตว์ต้องศึกษาข้อมูลหรือเอกสารที่เกี่ยวข้องกับงานนั้นอย่างถี่ถ้วน และนำข้อมูลที่มีอยู่แล้วมาพิจารณาประกอบการศึกษา ทดลอง เพื่อให้การใช้สัตว์มีประสิทธิภาพสูงสุด

1.3 ก่อนการใช้สัตว์ ผู้ใช้สัตว์ต้องนำเสนอโครงการที่แสดงถึงแผนงานและขั้นตอนการใช้ พร้อมทั้งเหตุผลความจำเป็นและประโยชน์ที่จะมีต่อการพัฒนาคุณภาพชีวิตของมนุษย์หรือสัตว์ และ/หรือความก้าวหน้า

ทางวิชาการและข้อมูล หลักฐานหรือเหตุผลที่แสดงว่าไม่มีวิธีการอื่นที่เหมาะสมที่จะนำมาใช้ทดแทนได้ในสภาวการณ์ขณะนั้น

1.4 เมื่อสิ้นสุดการใช้สัตว์ ผู้ใช้สัตว์ต้องดำเนินการให้สัตว์ตายอย่างสงบ กรณีที่จำเป็นต้องให้สัตว์นั้นมีชีวิตอยู่ต่อไป ผู้ใช้สัตว์ต้องแสดงเหตุผลความจำเป็นและระบุวิธีการเลี้ยงสัตว์ให้ชัดเจนไว้ในโครงการที่นำเสนอต่อคณะกรรมการของสถาบันทุกครั้งก่อนที่จะดำเนินโครงการ และต้องรับผิดชอบเลี้ยงดูแลสัตว์นั้นเองโดยไม่ใช้สถานที่หรือทรัพย์สินขององค์กรโดยเฉพาะอย่างยิ่งต้องไม่ปล่อยสัตว์กลับคืนสู่ธรรมชาติ

2. ผู้ใช้สัตว์ต้องตระหนักถึงความแม่นยำของผลงานโดยใช้สัตว์จำนวนน้อยที่สุด

ผู้ใช้สัตว์จะต้องคำนึงถึงคุณสมบัติทางพันธุกรรม และคุณสมบัติทางสุขภาพของสัตว์ที่จะนำมาใช้ให้สอดคล้องกับวัตถุประสงค์และเป้าหมายของการใช้สัตว์เพื่อให้มีการใช้สัตว์จำนวนที่น้อยที่สุดและได้รับผลงานที่ถูกต้องแม่นยำมากที่สุด

<u>แนวทางปฏิบัติ</u>

2.1 ผู้ใช้สัตว์ ควรศึกษาและพิจารณาข้อมูลด้านพันธุกรรมและระบบการเลี้ยงที่มีอยู่ในแหล่งเพาะขยายพันธุ์อย่างรอบคอบก่อนการใช้สัตว์

2.2 ผู้ใช้สัตว์ ควรเลือกใช้ชนิดและสายพันธุ์ของสัตว์ที่มีคุณสมบัติทางพันธุกรรมตรงกับวัตถุประสงค์และเป้าหมายของงานวิจัยและใช้สัตว์จำนวนน้อยที่สุดที่จะให้ผลงานถูกต้อง แม่นยำและเป็นที่ยอมรับโดยการใช้วิธีการทางสถิติคำนวณหาจำนวนตัวอย่างที่เหมาะสม

2.3 ผู้ใช้สัตว์ ควรเลือกใช้สัตว์จากแหล่งเพาะขยายพันธุ์ที่มีประวัติการสืบสายพันธุ์และมีคุณสมบัติทางพันธุกรรมคงที่ มีข้อมูลทางด้านพันธุกรรมและระบบการเลี้ยงและพร้อมที่จะให้บริการได้ทุกรูปแบบของชนิด สายพันธุ์ เพศ อายุ น้ำหนักและจำนวนสัตว์ตามความต้องการของผู้ใช้สัตว์อย่างต่อเนื่อง

2.4 ผู้ใช้สัตว์ ควรเลือกใช้สัตว์จากแหล่งที่มีการเลี้ยงด้วยระบบใดระบบหนึ่ง ต่อไปนี้

2.4.1 Strict Hygienic Conventional

2.4.2 Specified Pathogen Free

2.4.3 Germ Free

2.5 ผู้ใช้สัตว์ ควรนำสัตว์ที่ไม่มีประวัติการสืบสายพันธุ์มาใช้เฉพาะในกรณีที่จำเป็นซึ่งตรงกับวัตถุประสงค์หรือเป้าหมายของการศึกษาวิจัยเท่านั้น

2.6 ผู้ใช้สัตว์ ควรเลือกใช้วิธีการศึกษาวิจัย วิธีการเลี้ยงสัตว์ วิธีการปฏิบัติต่อสัตว์ การวางแผนการวิจัย และการวิเคราะห์ผลการวิจัยที่ถูกต้องทั้งทางเทคนิคและสถิติ

3. การใช้สัตว์ป่าต้องไม่ขัดต่อกฎหมายและนโยบายการอนุรักษ์สัตว์ป่า

การนำสัตว์ป่ามาใช้ ควรกระทำเฉพาะกรณีที่มีความจำเป็นต่อการศึกษาวิจัยโดยไม่สามารถใช้สัตว์ประเภทอื่นทดแทนได้และการใช้สัตว์ป่านั้นจะต้องไม่ขัดต่อกฎหมายและนโยบายการอนุรักษ์สัตว์ป่า

<u>แนวทางปฏิบัติ</u>

3.1 ผู้ใช้สัตว์ ควรใช้สัตว์ป่าเฉพาะกรณีที่จำเป็นอย่างยิ่งต่อการวิจัยที่ไม่มีวิธีการอื่นหรือใช้สัตว์อื่นทดแทนได้

3.2 ผู้ใช้สัตว์ป่าในการศึกษาวิจัยจะต้องปฏิบัติตามบทบัญญัติของกฎหมายและนโยบายการอนุรักษ์สัตว์ป่าอย่างครบถ้วนและเคร่งครัด

4. ผู้ใช้สัตว์ต้องตระหนักว่าสัตว์เป็นสิ่งมีชีวิตเช่นเดียวกับมนุษย์

ผู้ใช้สัตว์ต้องตระหนักว่า สัตว์มีความรู้สึกเจ็บปวดและมีความรู้สึกตอบสนองต่อสภาพแวดล้อมเช่นเดียวกับมนุษย์ จึงต้องปฏิบัติต่อสัตว์ด้วยความระมัดระวังทุกขั้นตอนนับตั้งแต่การขนส่ง การใช้วัสดุอุปกรณ์ในการเลี้ยงสัตว์ การจัดการสภาพแวดล้อมของสถานที่เลี้ยง เทคนิคในการเลี้ยงและการปฏิบัติต่อสัตว์โดยไม่ให้สัตว์ได้รับความเจ็บปวด ความเครียดหรือความทุกข์ทรมาน

<u>แนวทางปฏิบัติ</u>

4.1 การขนส่งสัตว์ หน่วยงานที่มีการใช้สัตว์ทดลองและหน่วยงานที่เพาะเลี้ยงสัตว์ทดลอง ต้องร่วมกันจัดการให้มีผู้รับผิดชอบดูแลให้การขนส่งสัตว์ทั้งทางบก ทางน้ำหรือทางอากาศ มีผลกระทบต่อสวัสดิภาพและสุขภาพของสัตว์น้อยที่สุด และให้สัตว์ได้รับความปลอดภัยมากที่สุด (โดยให้มีระบบควบคุมอุณหภูมิ ระบบระบายอากาศ ระบบป้องกันการติดเชื้อ ภาชนะบรรจุสัตว์ที่แข็งแรงมั่นคงป้องกันสัตว์หลบหนีได้และมีพื้นที่ให้สัตว์เคลื่อนไหวได้ตามที่กำหนดไว้ในมาตรฐานสากล)

4.2 การจัดสภาพแวดล้อมของสถานที่เลี้ยงสัตว์ ต้องสามารถป้องกันการติดเชื้อ มีการควบคุมอุณหภูมิความชื้น การระบายอากาศ แสงและเสียง ให้คงที่และเหมาะสมกับความต้องการของสัตว์แต่ละชนิด ไม่สร้างความเครียดให้แก่สัตว์

4.3 วัสดุอุปกรณ์เลี้ยงสัตว์

4.3.1 กรงหรือคอกเลี้ยงสัตว์ต้องแข็งแรงมั่นคงเพียงพอที่จะป้องกันสัตว์หลบหนีได้และถูกต้องตามมาตรฐานสากลที่กำหนดไว้สำหรับ ชนิด ขนาดและจำนวนสัตว์ไม่มีส่วนประกอบที่จะทำให้สัตว์บาดเจ็บและต้องทำด้วยวัสดุที่คงทนต่อสารเคมีหรือความร้อนที่ใช้ในการป้องกันการติดเชื้อ

4.3.2 วัสดุรองนอน ต้องเหมาะกับสัตว์แต่ละชนิด ไม่แหลมคม มีคุณสมบัติที่ซึมซับน้ำแล้วไม่เปื่อยยุ่ยและต้องปลอดจากสารพิษและเชื้อโรค

4.3.3 สัตว์ต้องได้อาหารและน้ำที่สะอาดปราศจากเชื้อโรค สารพิษและสารก่อมะเร็ง ต้องได้รับอาหารและน้ำกินในปริมาณที่พอเพียงกับความต้องการตามระยะเวลา อาหารต้องมีส่วนประกอบของโปรตีน ไขมัน แป้ง วิตามิน แร่ธาตุและกากอย่างครบถ้วนเหมาะสมกับความต้องการของสัตว์แต่ละชนิด

4.4 การจัดการ

4.4.1 หน่วยงานเลี้ยงสัตว์ ต้องเลี้ยงสัตว์ตามระบบการเลี้ยงแบบ Strict Hygienic Conventional หรือ Specified Pathogen Free หรือ Germ Free ระบบใดระบบหนึ่งอย่างต่อเนื่องและเข้มงวดกวดขันในการป้องกันการติดเชื้อโดยดำเนินการตามระบบดังกล่าวข้างต้นอย่างเคร่งครัด

4.4.2 หน่วยงานเลี้ยงสัตว์ ต้องมีสัตวแพทย์หรือนักวิชาการที่มีพื้นความรู้และประสบการณ์ด้านสัตว์ทดลองและต้องมีพนักงานเลี้ยงสัตว์ที่ผ่านการอบรมการเลี้ยงสัตว์ทดลองที่ได้มาตรฐาน

4.4.3 หน่วยงานเลี้ยงสัตว์ ต้องมีข้อมูลแหล่งที่มาของวัสดุอุปกรณ์ที่ใช้ในการเลี้ยงสัตว์ การป้องกันสัตว์ติดเชื้อ การควบคุมตรวจสอบสภาพแวดล้อมและการช่วยให้สัตว์ตายอย่างสงบในกรณีที่จำเป็น เพื่อให้สามารถจัดหาวัสดุอุปกรณ์ดังกล่าวได้อย่างต่อเนื่องและถูกต้องตามความต้องการพร้อมทั้งต้องมีวัสดุอุปกรณ์สำรองและหน่วยซ่อมบำรุงที่มีประสิทธิภาพ ทั้งนี้โดยต้องได้รับงบประมาณในการดำเนินการดังกล่าวอย่างเพียงพอและต่อเนื่อง

4.4.4 หน่วยงานเลี้ยงสัตว์ต้องจัดการกำจัดซากสัตว์และขยะปฏิกูลด้วยวิธีการที่เหมาะสมที่สามารถกำจัดทำลายสารกัมมันตรังสี สารพิษและเชื้อโรคไม่ให้ตกค้างหรือแพร่กระจายเป็นอันตรายต่อสภาพแวดล้อมและสุขภาพ

4.5 เทคนิคในการปฏิบัติต่อสัตว์

4.5.1 ผู้ใช้สัตว์ ต้องกำหนดแผนงานและวิธีการปฏิบัติต่อสัตว์อย่างถูกต้องสอดคล้องกับมาตรฐานสากลไว้ในโครงการอย่างชัดเจน

4.5.2 ผู้ใช้สัตว์และพนักงานเลี้ยงสัตว์ ต้องปฏิบัติต่อสัตว์ด้วยความเมตตา ไม่ทำให้สัตว์ได้รับความเจ็บปวดหรือเกิดความเครียด ในกรณีที่ไม่สามารถหลีกเลี่ยงได้ต้องแสดงเหตุผลทางวิชาการที่ชัดเจนว่าไม่มีทางเลือกอื่นแล้วและต้องระบุวิธีการบำบัดหรือลดความเครียดและความเจ็บปวดที่เกิดขึ้นไว้ในโครงการที่เสนอต่อคณะกรรมการของสถาบันไว้ด้วย ทั้งนี้การใช้สัตว์ควรสิ้นสุดลงก่อนที่สัตว์จะได้รับความเจ็บปวดจนถึงตาย

4.5.3 ผู้ใช้สัตว์ ต้องเรียนรู้เทคนิคพื้นฐานการปฏิบัติต่อสัตว์และมีความชำนาญพร้อมในเรื่องต่างๆ ดังนี้

1) การจับและควบคุมสัตว์

2) การทำเครื่องหมายบนตัวสัตว์

3) การแยกเพศ

4) การให้สารทางปาก ผิวหนังกล้ามเนื้อ เส้นเลือด ฯลฯ

5) การเก็บตัวอย่างเลือด อุจจาระ ปัสสาวะ ชิ้นเนื้อ

6) การทำให้สัตว์สลบ

7) การทำให้สัตว์ตายอย่างสงบ

8) การผ่าซากสัตว์

5. ผู้ใช้สัตว์ต้องบันทึกข้อมูลการปฏิบัติต่อสัตว์ไว้เป็นหลักฐานอย่างครบถ้วน

ผู้ใช้สัตว์ต้องปฏิบัติต่อสัตว์ตรงตามวิธีการที่เสนอไว้ในโครงการและต้องจดบันทึกไว้เป็นหลักฐานอย่างละเอียด ครบถ้วน พร้อมที่จะเปิดเผยหรือชี้แจงได้ทุกโอกาส

<u>แนวทางปฏิบัติ</u>

5.1 ผู้ใช้สัตว์ต้องดำเนินการตามวิธีที่เสนอไว้ในโครงการอย่างเคร่งครัด

5.2 ผู้ใช้สัตว์ต้องบันทึกหลักฐานแหล่งที่มาของสัตว์ วิธีการเลี้ยง ระบบการป้องกันการติดเชื้อ และสภาพแวดล้อมของสถานที่เลี้ยงสัตว์อย่างต่อเนื่อง

5.3 ผู้ใช้สัตว์ต้องทำบันทึกทุกครั้งที่มีการปฏิบัติต่อสัตว์

หลัก 3 R (the three Rs)

หลัก 3 R เป็นหลักการใช้สัตว์อย่างมีจริยธรรม ในปี ค.ศ.1959 Russell และ Burch ได้ตีพิมพ์หลักกลยุทธ์ในการปฏิบัติเพื่อการแทนที่ (Replacement) การลดจำนวน (Reduction) และการลดความเจ็บปวด (Refinement) สำหรับนักวิจัยในการพิจารณาออกแบบงานวิจัยที่ใช้สัตว์ทดลอง (Russell and Burch, 1959) ซึ่งต่อมาหลัก 3 R ได้กลายเป็นหลักที่ยอมรับโดยสากลในการนำไปปฏิบัติตามเมื่อมีการตัดสินใจใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์อย่างมีมนุษยธรรม

การแทนที่ (Replacement) กล่าวถึงวิธีการต่างๆเพื่อหลีกเลี่ยงการใช้สัตว์ ซึ่งรวมถึงการทดแทนโดยสมบูรณ์ ได้แก่ การทดแทนการใช้สัตว์ต่างๆ ด้วยระบบสิ่งไม่มีชีวิต เช่น โปรแกรมคอมพิวเตอร์ ตลอดจนการทดแทนอื่นๆ ที่มีความสัมพันธ์กัน เช่น การแทนที่สัตว์มีกระดูกสันหลังด้วยสัตว์ที่จัดอยู่ในลำดับชั้นทางวิวัฒนาการของสิ่งมีชีวิตที่ต่ำกว่า

การลดความเจ็บปวด (Refinement) กล่าวถึงการปรับเปลี่ยนวิธีดำเนินการทดลองเพื่อส่งเสริมความเป็นอยู่ที่ดีของสัตว์ หรือลดความเจ็บปวดและการทุกข์ทรมาน

การลดจำนวน (Reduction) เกี่ยวข้องกับวิธีการต่างๆ เพื่อออกแบบการใช้สัตว์จำนวนน้อยลงและให้ได้ข้อมูลหรือผลการวิจัยที่มีคุณค่าสูงสุดจากการใช้สัตว์จำนวนนั้นโดยปราศจากการเพิ่มความเจ็บปวดและการทุกข์ทรมาน วิธีการลักษณะนี้ต้องใช้การวิเคราะห์ การออกแบบการทดลองการปฏิบัติด้วยวิธีทางเทคโนโลยีที่ใหม่กว่า การใช้วิธีทางสถิติอย่างเหมาะสมและการควบคุมการผันแปรที่เกี่ยวข้องกับสภาพแวดล้อมในการให้สัตว์อยู่อาศัยและพื้นที่ทำการทดลอง

องค์กรต่างๆ เช่น องค์การอาหารและยา สหรัฐอเมริกา (U.S. FDA) อีกทั้งผู้บริโภคเอง ได้ตระหนักถึงจริยธรรมการใช้สัตว์ทดลองในการทดสอบความปลอดภัยของผลิตภัณฑ์ โดยเฉพาะอย่างยิ่งการทดสอบเครื่องสำอาง และพยายามจะเลิกหรือลดปริมาณการใช้สัตว์ทดลองลงโดยอิงหลักการ 3Rs เช่น บริษัทลอรีอัลได้คิดค้น L'Oreal's human skin model (EPISKIN) ซึ่งได้รับการรับรองจาก European Center for the Validation of Alternative Methods (ECVAM) ว่าสามารถใช้เป็นทางเลือกในการทดสอบเครื่องสำอางแทนการศึกษาการทดสอบการระคายเคืองที่ผิวหนัง (skin irritation test) ในสัตว์ทดลองได้ (สุจินดา, 2556)

นอกจากการปฏิบัติตามจรรยาบรรณการใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์และหลัก 3 R แล้ว ยังมีแนวทางเรื่อง 5 Freedoms ซึ่งเป็นแนวทางปฏิบัติเพื่อให้สัตว์ทดลองดำรงชีวิตอยู่ระหว่างการทดลอง/ทดสอบอย่างมีสวัสดิภาพและถูกปฏิบัติอย่างมีจริยธรรม (Morton and Hau, 2003) เพื่อให้ได้ผลการทดลองหรือทดสอบที่น่าเชื่อถือ โดยมีแนวทางปฏิบัติ 5 Freedoms ประกอบด้วย

1. Freedom from thirst, hunger, and malnutrition
2. Freedom from discomfort
3. Freedom from pain, injury, and disease
4. Freedom to express normal behavior
5. Freedom from fear and distress

- **Freedom from thirst, hunger, and malnutrition (ความเป็นอิสระจากการกระหายน้ำความอดอยากและการขาดแคลนอาหาร)**

สัตว์ทดลองต้องได้รับการดูแลโดยสัตว์ต้องสามารถเข้าถึงน้ำและอาหารได้ตลอดเวลาให้พอเพียงกับความต้องการของร่างกาย เพื่อให้สัตว์ทดลองมีสุขภาพสมบูรณ์ แข็งแรง อย่างไรก็ตามการให้อาหารสัตว์ทดลองกินอย่างเต็มที่อาจส่งผลทำให้สัตว์เกิดภาวะอ้วน โดยเฉพาะในการเลี้ยงสัตว์ทดลองแบบแยกเลี้ยงเดี่ยว เช่น ในหนูแรท การเกิดภาวะอ้วนในสัตว์ทดลองนี้จะส่งผลให้สัตว์ทดลองมีอายุสั้นลง สุขภาพไม่แข็งแรง เสี่ยงต่อการเกิดความผิดปกติของร่างกาย เช่น โรคไตหรือมะเร็ง ซึ่งพบว่าการลดปริมาณอาหารลงเหลือ 75% ของอาหารที่ให้ปกติจะส่งผลให้หนูแรท มีสุขภาพที่ดีขึ้น แต่สำหรับสัตว์ทดลองที่เลี้ยงอยู่รวมกันไม่ควรจำกัดอาหารที่ให้ ควร

ให้สัตว์ได้มีน้ำและอาหารได้กินเต็มที่ ในบางกรณีการงดน้ำและอาหารเพื่อการทดลองหรือทดสอบ หรือก่อนการผ่าตัดส่งผลต่อสุขภาพของสัตว์แม้เป็นระยะเวลาสั้นๆ เช่น ในหนูแรทและหนูไมซ์ พบว่าการขาดอาหารและน้ำในเวลาไม่กี่ชั่วโมงจะส่งผลให้เกิดภาวะขาดน้ำ เกิดการแปรปรวนของระบบสรีระร่างกายของสัตว์ เช่น มีการลดลงของ glycogen ในตับอย่างรุนแรง เป็นต้น

- **Freedom from discomfort (ความเป็นอิสระจากความลำบาก ไม่สบาย)**

สัตว์ทดลองต้องได้รับการเลี้ยงและดูแลให้อยู่ในคอกสัตว์ทดลองที่มีสภาพแวดล้อมที่เหมาะสม ให้สัตว์อยู่สบาย ตัวอย่างเช่น ควรเลี้ยงและดูแลสัตว์กลุ่มฟันแทะในกรงที่มีพื้นแข็ง เรียบโดยมีสิ่งรองนอนให้สัตว์อาศัยและทำรัง ซึ่งสัตว์ทดลองจะอยู่ได้สบายกว่ากรงที่เป็นซี่ลวด การอยู่อย่างไม่สบายของสัตว์ทดลองนั้นไม่สามารถหลีกเลี่ยงได้เนื่องมาจากวิธีการทดลองหรือทดสอบและจากการทดสอบที่ทำให้สัตว์ทดลองติดเชื้อก่อโรค การอยู่อย่างแออัดมากเกินไปของสัตว์ทดลอง การที่ต้องเลี้ยงสัตว์ทดลองจากหลายๆ แหล่งไว้ในที่เดียวกัน การจับคู่ผสมพันธุ์ที่ไม่เหมาะสม ซึ่งสิ่งที่หลีกเลี่ยงไม่ได้เหล่านี้สามารถทดแทนได้ด้วยการจัดการสภาพแวดล้อมให้สัตว์ทดลองได้อยู่อย่างสบายมากที่สุด

- **Freedom from pain, injury, and disease (ความเป็นอิสระจากความเจ็บปวด อาการบาดเจ็บและความเจ็บป่วย)**

สัตว์ทดลองต้องได้รับการดูแลให้ได้รับความเจ็บปวดให้น้อยที่สุด การป้องกันไม่ให้เกิดความเจ็บป่วย การวินิจฉัยโรคที่ถูกต้อง รวดเร็วและการรักษาอาการเจ็บปวดเป็นวิธีการที่จะช่วยลดการเจ็บปวดที่จะเกิดกับสัตว์ทดลองได้ในขณะที่ถูกเลี้ยงดูทั้งก่อนและระหว่างการทดลองหรือทดสอบ เช่น การดูแลหลังการผ่าตัด อาการเจ็บปวดที่เกิดขึ้นต้องถูกทำให้ลดลงมากที่สุดเท่าที่จะทำได้ การให้ยาเพื่อบรรเทาอาการเจ็บปวดถึงแม้จะมีผลกระทบต่อผลการทดลองหรือทดสอบแต่ควรต้องพิจารณาดำเนินการเพื่อให้สัตว์ทดลองได้รับความเจ็บปวดให้น้อยที่สุด

อาการบาดเจ็บของสัตว์ทดลองส่วนใหญ่เกิดขึ้นจากการกระทบกระแทกระหว่างการขนส่ง เกิดจากการกัด จิก ข่วน หรือชนกันของสัตว์ทดลองที่เลี้ยงรวมกัน ยิ่งการเลี้ยงหนาแน่นมากสัตว์ทดลองก็มีโอกาสเกิดบาดแผลบาดเจ็บมากยิ่งขึ้น ดังนั้นการเลี้ยงและดูแลสัตว์ทดลองต้องมีวิธีการปฏิบัติเพื่อให้สัตว์ได้รับบาดเจ็บน้อยที่สุด เช่น กล่องขนส่งหรือรถที่ใช้ขนส่งสัตว์ทดลองต้องได้มาตรฐาน ไม่แตกหักหรือชำรุดรวมไปถึงกรงหรือสภาพห้องเลี้ยงสัตว์ การไล่ต้อนสัตว์ทดลองหรือเคลื่อนย้ายต้องทำด้วยความระมัดระวังไม่ให้สัตว์ตกใจแตกตื่น เล็บหรือปากที่มีลักษณะแหลมคมของสัตว์ทดลองต้องถูกตัดหรือทำให้ความแหลมคมลดลง การเลือกรับสัตว์ทดลองที่มาจากแหล่งที่มาเดียวกันเพื่อลดโอกาสในการเข้ากันไม่ได้ของสัตว์ทดลองที่มีที่มาจากหลายแหล่ง

การจัดกลุ่มสัตว์ทดลองตามความเหมาะสมของสัดส่วนของเพศผู้ต่อเพศเมียเพื่อลดการแก่งแย่งต่อสู้กันในฝูงและไม่ให้สัตว์อยู่กันอย่างหนาแน่นเกินไป ผู้ปฏิบัติกับสัตว์ต้องมีประสบการณ์และได้รับการฝึกอบรมในการปฏิบัติกับสัตว์ การจับบังคับ มีความพร้อมด้านอุปกรณ์ เครื่องมือเพื่อลดโอกาสการเกิดการบาดเจ็บจากการดิ้นรนขัดขืน เป็นต้น

การเลี้ยงและดูแลสัตว์ทดลองต้องมีวิธีการในการป้องกันการติดเชื้อของสัตว์ทดลอง ได้แก่ การเลี้ยงสัตว์ในอาคารคอกสัตว์ทดลองที่ได้มาตรฐาน อากาศที่เข้าและออกจากอาคารคอกสัตว์ต้องผ่านการกรอง มีการควบคุมความดันอากาศที่เหมาะสม มีการจัดการทำความสะอาดฆ่าเชื้อห้องและอุปกรณ์เลี้ยงสัตว์ การเลือกสัตว์ทดลองจากแหล่งที่น่าเชื่อถือ สัตว์ทดลองมีสุขภาพแข็งแรง ไม่ติดเชื้อ ส่วนสัตว์ทดลองที่มีการติดเชื้อระหว่างการทดลอง/ทดสอบทั้งที่เกิดจากการได้รับเชื้อตามวิธีการหรือข้อกำหนดของการทดลอง/ทดสอบ หรือเกิดจากการติดเชื้อจากภายนอก ต้องมีมาตรการในการแยกสัตว์ป่วยออกจากสัตว์ปกติและเลือกใช้วิธีการทำให้สัตว์ตายอย่างสงบเพื่อให้สัตว์ได้รับความเจ็บปวดทรมานให้น้อยที่สุด

- **Freedom to express normal behavior (ความเป็นอิสระในการใช้ชีวิตและปฏิบัติตัวตามปกติ)**

สัตว์ทดลองต้องถูกเลี้ยงและดูแลอยู่ในสภาพแวดล้อมที่เหมาะสม มีพื้นที่เพียงพอและควรถูกเลี้ยงรวมอยู่กับสัตว์ชนิดเดียวกันเพราะสัตว์ทดลองเหล่านี้เป็นสัตว์สังคมไม่ควรถูกเลี้ยงแยกอยู่เพียงลำพังเพื่อให้สัตว์ได้มีโอกาสในการดำรงชีวิตให้เหมือนปกติมากที่สุด แต่ในทางปฏิบัติสัตว์ทดลองต้องอยู่ในสภาพแวดล้อมที่จำกัดและต้องถูกแยกเลี้ยงตามลำพังเนื่องจากข้อกำหนดหรือวิธีการที่ต้องทำเพื่อผลการทดลอง/ทดสอบ ซึ่งมีผลต่อพฤติกรรมและร่างกายของสัตว์ ตัวอย่างเช่น กระต่ายที่ถูกเลี้ยงอยู่ในพื้นที่ที่จำกัดไม่มีพื้นที่สำหรับการเคลื่อนไหวออกกำลังกายพบว่ากระต่ายเหล่านี้จะมีปัญหากระดูกพรุน (Osteoporosis) กระดูกหักได้ง่าย นอกจากนั้นกระต่ายจะแสดงอาการซึม เบื่อหน่ายอาจมีพฤติกรรมกัดดึงกินขนของตัวมันเองซึ่งมีแนวโน้มทำให้เกิดก้อนขน (Hairball) อุดตันทางเดินอาหารที่เป็นอันตรายต่อชีวิตสัตว์ หรือในสัตว์ทดลองชนิดอื่นๆ ที่มักจะแสดงพฤติกรรมเดิมซ้ำๆ เช่น การกัดทำลายสิ่งของหรือกัดทำร้ายตัวเอง แสดงพฤติกรรมก้าวร้าว พยายามที่จะดิ้นรนหลบหนี ดังนั้นสัตว์ทดลองจึงควรถูกเลี้ยงและดูแลอยู่ในสภาพแวดล้อมที่มีการเสริมสร้างสิ่งที่ช่วยให้สัตว์อยู่อย่างมีความสุข (Environmental enrichment) ซึ่งเป็นการจัดหาอุปกรณ์หรือสิ่งของที่จะช่วยเสริมความเป็นอยู่ที่ดีของสัตว์ทดลอง สนับสนุนให้สัตว์ทดลองได้แสดงพฤติกรรมเฉพาะชนิดสัตว์ผ่านการออกกำลังกาย เช่น การวิ่งเล่น กัด จิก แทะ เพื่อผลทางจิตใจให้สัตว์ทดลองอยู่อย่างมีความสุขมากที่สุด (AWI, 2014) และถ้าเป็นไปได้ควรหลีกเลี่ยงการแยกเลี้ยงสัตว์ทดลองเพียงลำพังตัวเดียว ควรให้สัตว์ทดลองได้อยู่รวมกันกับสัตว์ทดลองชนิด

เดียวกันตัวอื่นๆ แต่ถ้าเลี่ยงไม่ได้จริงๆ ควรจำกัดระยะเวลาให้น้อยที่สุดเท่าที่จำเป็นและถ้าเป็นไปได้ควรให้ได้เห็น ได้ยิน ได้กลิ่นจากสัตว์ชนิดเดียวกันที่เข้ากันได้เพื่อความเป็นอยู่ที่ดีของสัตว์ทดลอง

<u>รูปที่ 22</u> แสดงการจัดหา environmental enrichment ในสัตว์ทดลองชนิดต่างๆ

- **Freedom from fear and distress (ความเป็นอิสระจากความกลัวและความกังวลใจ)**

การเลี้ยงและดูแลสัตว์ทดลองต้องหลีกเลี่ยงไม่ให้สัตว์ได้รับความเจ็บปวดทรมานทางด้านจิตใจนอกเหนือจากความเจ็บปวดทรมานทางร่างกายที่ได้กล่าวมาแล้ว สัตว์ทดลองต้องประสบกับความรู้สึกกลัวและกังวลใจให้น้อยที่สุดซึ่งพนักงานหรือผู้ที่ปฏิบัติงานกับสัตว์ทดลองทุกคนเป็นปัจจัยสำคัญสำหรับเรื่องนี้ ซึ่งทุกคนต้องมีความตระหนักในความสำคัญ กระตือรือร้นและมีความมุ่งมั่นที่จะทำให้สัตว์เป็นอิสระจากความกลัวและกังวลใจ การที่สัตว์ทดลองต้องมาอยู่ในสภาพแวดล้อมใหม่ การจัดการใหม่จากที่เคยอยู่ทำให้สัตว์เกิดความเครียด ความกลัวในระดับหนึ่งอยู่แล้วดังนั้นการเลือกใช้วัสดุอุปกรณ์ หรือสภาพแวดล้อมการจัดการให้เหมือนหรือใกล้เคียงกับที่ที่สัตว์ทดลองเคยอยู่จะช่วยให้สัตว์ทดลองลดความเครียดและกลัวการเปลี่ยนแปลงได้ในระดับหนึ่ง การดูแลเอาใจใส่ในเรื่องเล็กๆน้อยๆ เช่น การจับบังคับสัตว์ การไล่ต้อน การชั่งน้ำหนักสัตว์ การทำเครื่องหมาย

สัตว์ควรทำด้วยความนุ่มนวลเพื่อให้สัตว์ตื่นตกใจให้น้อยที่สุด รวมไปถึงการสร้างความคุ้นเคยให้สัตว์เคยชินกับผู้ปฏิบัติงานซึ่งจะช่วยให้สัตว์ทดลองลดความกลัวต่อผู้ปฏิบัติงานลงได้

หลักเกณฑ์สำหรับการใช้และเลี้ยงดูแลสัตว์มีกระดูกสันหลังเพื่อการทดสอบ การวิจัยและการฝึกอบรม

การใช้และดูแลสัตว์ทดลองต้องปฏิบัติตามกฎข้อบังคับ นโยบาย บรรทัดฐาน วิธีการปฏิบัติ ข้อแนะนำต่างๆ ซึ่ง IRAC (1985) ได้กำหนดหลักเกณฑ์สำหรับการใช้และเลี้ยงดูแลสัตว์มีกระดูกสันหลังเพื่อการทดสอบ การวิจัยและการฝึกอบรม ไว้ดังนี้

- การคำนึงถึงสิ่งทดแทนต่างๆ (ระบบที่ทำเทียมขึ้น การเลียนแบบด้วยคอมพิวเตอร์และ/หรือแบบจำลองทางคณิตศาสตร์) เพื่อลดหรือแทนที่การใช้สัตว์
- การออกแบบและสมรรถภาพของวิธีการดำเนินการบนพื้นฐานของความสัมพันธ์ต่อสุขภาพมนุษย์หรือสัตว์ ความก้าวหน้าขององค์กรหรือการเป็นประโยชน์ต่อส่วนรวม
- การเลือกใช้ชนิดสัตว์ คุณภาพและจำนวนสัตว์อย่างเหมาะสม
- การหลีกเลี่ยงหรือลด ความไม่สบายกาย ความทุกข์ทรมานและความเจ็บปวด
- การใช้การระงับประสาท การระงับปวด หรือการทำให้สลบอย่างเหมาะสม
- การกำหนดจุดสิ้นสุดการทดลองอย่างมีมนุษยธรรม
- การให้มีการดูแลทางการสัตวแพทย์อย่างพอเพียง
- การให้มีการขนส่งสัตว์และการสัตวบาลเหมาะสมและกระทำโดยบุคลากรที่มีคุณสมบัติเหมาะสม
- การปฏิบัติการทดลอง/ทดสอบต่อสัตว์มีชีวิตซึ่งบังคับให้ทำและ/หรือภายใต้การดูแลอย่างใกล้ชิดของบุคลากรผู้มีคุณสมบัติเหมาะสมและมีประสบการณ์

การกำกับดูแลการเลี้ยงและใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์

หน่วยงานที่มีการดำเนินการเลี้ยง ดูแลและใช้สัตว์ทดลองเพื่องานทางวิทยาศาสตร์ต้องมีการกำหนดบทบาทหน้าที่ของบุคลากรเพื่อให้มีการกำกับดูแลและสนับสนุนการดำเนินงานที่มีการใช้สัตว์ทดลองให้บรรลุผลตามมาตรฐานสูงสุดเพื่อความเป็นอยู่ที่ดีของสัตว์และคุณภาพด้านวิทยาศาสตร์ โดยบุคลากรที่เกี่ยวข้องกับการเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองอย่างมีมนุษยธรรมตามจรรยาบรรณ ได้แก่

- **ผู้บริหารหน่วยงาน**

มีหน้าที่รับผิดชอบในการวางแผน จัดสรรทรัพยากรต่างๆ ที่จำเป็นเพื่อให้การดำเนินงานต่างๆ บรรลุผลสำเร็จสอดคล้องกับพันธกิจของหน่วยงาน

- **สัตวแพทย์ผู้ดูแลรับผิดชอบสัตว์ทดลอง (Attending Veterinarian: AV)**

มีหน้าที่รับผิดชอบสุขภาพและความเป็นอยู่ที่ดีของสัตว์ทดลองทั้งหมดที่ถูกใช้ในหน่วยงาน ซึ่งต้องสามารถเข้าถึงสัตว์ทดลองทุกตัวและทรัพยากรต่างๆ ควบคุมดูแลงานด้านอื่นๆ ของการดูแลและใช้สัตว์ เช่น การสัตวบาล การจัดที่อยู่อาศัยให้สัตว์ การจัดหาและขนส่งสัตว์อย่างถูกกฎหมายเพื่อให้มั่นใจว่าการดำเนินงานสอดคล้องกับพันธกิจของหน่วยงาน

- **คณะกรรมการดูแลการเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลอง (Institutional Animal Care and Use Committee: IACUC)**

มีหน้าที่กำกับดูแลและประเมินโครงการการเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลองและส่วนประกอบของโครงการทั้งหมด จัดหา ควบคุมดูแลและประเมินผลการฝึกอบรมของบุคลากรในหน่วยงาน องค์ประกอบของคณะกรรมการมีดังนี้

- สัตวแพทย์หนึ่งท่านซึ่งได้รับวุฒิบัตรหรือเป็นผู้ซึ่งได้รับการอบรมหรือผ่านการฝึกอบรมและมีประสบการณ์ในวิทยาศาสตร์และอายุรศาสตร์สัตว์ทดลองหรือในการใช้สัตว์ที่หน่วยงานอย่างใดอย่างหนึ่ง
- นักวิทยาศาสตร์ที่มีประสบการณ์ในการวิจัยที่เกี่ยงข้องกับการใช้สัตว์อย่างน้อยหนึ่งท่าน
- สมาชิกที่ไม่มีพื้นฐานความรู้ด้านวิทยาศาสตร์ซึ่งได้มาจากภายในหรือภายนอกหน่วยงานอย่างน้อยหนึ่งท่าน
- สมาชิกจากสาธารณะอย่างน้อยหนึ่งท่านเพื่อเป็นตัวแทนความสนใจของชุมชนต่อการดูแลและการใช้สัตว์อย่างถูกต้อง ตัวแทนจากสาธารณะไม่ควรเป็นผู้ใช้สัตว์ทดลอง ไม่เป็นผู้ที่มีความผูกพันใดๆ กับหน่วยงานหรือไม่เป็นสมาชิกในครอบครัวโดยตรงของบุคคลผู้ผูกพันกับหน่วยงาน

หน้าที่ในการกำกับดูแลโครงการ ได้แก่ การทบทวนและการอนุมัติการใช้สัตว์ตามที่ได้ขอมา (การทบทวนข้อเสนอโครงการ) และการเปลี่ยนแปลงการใช้สัตว์ที่ได้ขอไว้แล้ว การตรวจสถานที่และบริเวณที่ใช้ปฏิบัติต่อสัตว์เป็นประจำ การทบทวนโครงการเป็นประจำ การประเมินการดูแลและการใช้สัตว์อย่างต่อเนื่องและการกำหนดกลไกเพื่อการรับทราบและการทบทวนข้อร้องเรียนที่เกี่ยวข้องกับการดูแลและการใช้สัตว์ที่หน่วยงาน คณะกรรมการต้องประชุมบ่อยครั้งเท่าที่จำเป็นเพื่อบรรลุหน้าที่ตามความรับผิดชอบอย่างเต็มที่และเก็บรักษารายงานการประชุมคณะกรรมการและผลการพิจารณา ควรทบทวนโครงการและการตรวจสถานที่อย่างน้อยปีละหนึ่งครั้ง หลังการทบทวนและการตรวจควรทำรายงานเสนอต่อผู้บริหารหน่วยงานเพื่อแสดงสถานะของโครงการ

การทบทวนข้อเสนอโครงการโดย IACUC ควรพิจารณาหัวข้อต่างๆ ดังต่อไปนี้

- เหตุผลและความมุ่งหมายขอการเสนอขอใช้สัตว์
- การบรรยายขั้นตอนการปฏิบัติที่เกี่ยวข้องกับการใช้สัตว์อย่างชัดเจนและตามลำดับเหตุการณ์อย่างสั้นกระชับ ซึ่งสมาชิกคณะกรรมการทุกท่านเข้าใจได้ง่าย
- การมีอยู่หรือความเหมาะสมของการใช้วิธีปฏิบัติที่มีการรุกล้ำเข้าในร่างกายสัตว์น้อยกว่าการใช้สัตว์ชนิดอื่น การเตรียมอวัยวะที่แยกออกมา การเพาะเลี้ยงเซลล์หรือเนื้อเยื่อ หรือการเลียนแบบด้วยคอมพิวเตอร์
- การให้เหตุผลของการใช้ ชนิดและจำนวนสัตว์ที่ได้เสนอขอมา หากเป็นไปได้ควรให้เหตุผลทางสถิติที่สมควรกับจำนวนของสัตว์และขนาดของกลุ่มการทดลอง
- การไม่ทำการทดลองซ้ำซ้อนโดยไม่จำเป็น
- ความต้องการที่อยู่และการดูแลแบบไม่ได้มาตรฐาน
- ความจำเป็นของวิธีปฏิบัติที่เสนอมา ซึ่งมีผลกระทบต่อความเป็นอยู่ที่ดีของสัตว์
- การระงับประสาท การระงับปวดและการวางยาสลบอย่างเหมาะสม
- การทำศัลยกรรม เช่น วิธีการผ่าตัดใหญ่หลายครั้ง
- การดูแลและการสังเกตอาการสัตว์หลังการปฏิบัติ เช่น การมีแบบฟอร์มต่างๆ เพื่อประเมินสัตว์หลังการปฏิบัติ หรือหลังการผ่าตัด
- การบรรยายและเหตุผลเพื่อจุดสิ้นสุดการทดลอง/ทดสอบตามที่ได้คาดการณ์หรือคัดเลือกไว้
- เกณฑ์และขั้นตอนเพื่อการแทรกแซง การนำสัตว์ออกจากการทดลองหรือการทำการุณยฆาตอย่างทันเวลา ถ้าความเจ็บปวดหรือทรมานเป็นผลลัพธ์ตามที่คาดการณ์ไว้
- วิธีการทำการุณยฆาตหรือการกำจัดซากสัตว์ รวมทั้งแผนการดูแลสัตว์ที่มีชีวิตอยู่หลังจากการทดลอง/ทดสอบสิ้นสุดลง
- ความเพียงพอของการฝึกอบรมและประสบการณ์ของบุคลากรในวิธีปฏิบัติที่ถูกใช้ และบทบาทความรับผิดชอบต่างๆ ของบุคลากรผู้เกี่ยวข้อง
- การใช้สิ่งมีภัยอันตรายและการให้สภาพแวดล้อมการทำงานที่ปลอดภัย

การพิจารณาความเหมาะสมทางวิทยาศาสตร์ต่างๆ ของข้อเสนอโครงการเป็นหน้าที่ของ IACUC ที่ควรประเมินองค์ประกอบทางวิทยาศาสตร์ต่างๆ ว่ามีความสัมพันธ์ต่อสวัสดิภาพและการใช้สัตว์ เช่น สมมุติฐานของการทดลอง ขนาดกลุ่มตัวอย่าง จำนวนกลุ่มและความพอเพียงของกลุ่มควบคุม สามารถเกี่ยวพันโดยตรงต่อการป้องกันการใช้สัตว์โดยไม่จำเป็น หรือการทำการทดลองซ้ำซ้อน สมาชิก IACUC ที่มีชื่ออยู่ในข้อเสนอ

โครงการหรือมีผลประโยชน์ทับซ้อนอื่นๆ ต้องขอถอนตัวออกจากการตัดสินใจใดๆ ที่เกี่ยวข้องกับข้อเสนอโครงการต่างๆ เหล่านั้น ในหลายครั้งข้อเสนอโครงการมีวิธีปฏิบัติที่ไม่เคยทำมาก่อน หรือมีโอกาสเกิดความเจ็บปวดหรือทรมานที่ไม่สามารถคาดการณ์หรือควบคุมได้ ควรค้นคว้าหาข้อมูลที่สัมพันธ์กับวัตถุประสงค์ซึ่งเกี่ยวข้องกับวิธีปฏิบัติต่างๆและประโยชน์ของการทดลอง จากวารสารวิชาการ สัตวแพทย์ นักวิจัยและผู้รู้ท่านอื่นๆ ที่ทราบผลกระทบต่อสัตว์ ถ้าความรู้เกี่ยวกับการปฏิบัติดังกล่าวมีเพียงเล็กน้อย จึงเป็นการเหมาะสมให้ทำการศึกษานำร่อง (Pilot studies) อย่างจำกัดขอบเขต โดยออกแบบเพื่อประเมินผลกระทบของการปฏิบัติต่อสัตว์รวมทั้งทักษะความชำนาญของทีมวิจัย และทำการศึกษาภายใต้การดูแลโดย IACUC

ข้อเสนอโครงการบางชนิดต้องมีการพิจารณาเป็นพิเศษในการทบทวนโดย IACUC ซึ่งเน้นเรื่องความเจ็บปวดหรือการทรมานหรือสวัสดิภาพสัตว์ ที่ต้องชั่งน้ำหนักให้ดีระหว่างวัตถุประสงค์ของการทดลองกับข้อกังวลเกี่ยวกับสวัสดิภาพสัตว์ที่อาจเป็นไปได้ โดยพิจารณาโอกาสต่างๆ เพื่อลดความเจ็บปวด การใช้การทดแทนอื่นที่ไม่ใช้สัตว์อย่างเหมาะสม การใช้สัตว์จำนวนน้อยลง จุดสิ้นสุดของการทดลองและดำเนินการจุดสิ้นสุดอย่างมีมนุษยธรรม การพิจารณาผลลัพธ์ที่คาดไม่ถึง การจับบังคับสัตว์ การดำเนินการผ่าตัดหรือการทำให้สัตว์ได้รับความเจ็บปวดมากกว่าหนึ่งครั้งบนสัตว์ตัวหนึ่ง การจำกัดอาหารหรือน้ำ การใช้หรือให้สารกับสัตว์โดยพิจารณาถึงชนิด พิษและผลข้างเคียงที่มีผลต่อสัตว์ทดลอง การสำรวจการปฏิบัติงานทดลองจริงและการกำกับดูแลหลังการอนุมัติข้อเสนอโครงการซึ่งเรื่องต่างๆ เหล่านี้ถือเป็นภาระผูกพันร่วมกันทั้งของหน่วยงานผู้บริหาร สัตวแพทย์ผู้ดูแล IACUC นักวิจัยหรือผู้ทดลอง/ทดสอบ เพื่อให้การดูแลและการใช้สัตว์ทดลองเป็นไปอย่างมีมนุษยธรรม

เอกสารอ้างอิง

จิโรจ ศศิปรียจันทร์. 2544. การจัดการและโรคสำคัญในไก่เนื้อ. พิมพ์ครั้งที่ 2. ภาควิชาอายุรศาสตร์ คณะสัตวแพทยศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. โรงพิมพ์ บริษัทธนาเพรส แอนด์ กราฟฟิค จำกัด. หน้า 1 – 76.

ชนกันต์ จิตมนัส. 2553. ระบบภูมิคุ้มกันของปลา (Fish Immunology). เอกสารประกอบการเรียนการสอนวิชา ชป 352 โรคปลา ฉบับปรับปรุงครั้งที่ 4. โครงการหนังสืออิเล็กทรอนิกส์ด้านการเกษตรเฉลิมพระเกียรติพระบาทสมเด็จพระเจ้าอยู่หัว. คณะเทคโนโลยีการประมงและทรัพยากรทางน้ำ มหาวิทยาลัยแม่โจ้. [On line]. Available : http://ag-ebook.lib.ku.ac.th/ebooks/2011/2011-000-0016/index.html. [Cited on 2014/06/11].

นริศร นางาม. 2547. โรงเรือนสัตว์ทดลองและการจัดการ. คู่มือประกอบการสอนวิชา การจัดการสัตว์ทดลอง II. ภาควิชาสัตวแพทย์สาธารณสุข คณะสัตวแพทยศาสตร์ มหาวิทยาลัยขอนแก่น. หน้า 1 - 112.

ประดน จาติกวนิช. 2536. เทคนิคการใช้สัตว์ทดลองในงานวิจัยและทดสอบ. เอกสารประกอบการสอนวิชาการจัดการสัตว์ทดลอง สำนักสัตว์ทดลองแห่งชาติ มหาวิทยาลัยมหิดล. หน้า 1 – 28.

ปานเทพ รัตนากร. 2535. คู่มือการใช้สัตว์ทดลอง a practical approach to laboratory animal procedures. ภาควิชาสัตววิทยา คณะวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยเกษตรศาสตร์. โรงพิมพ์จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. หน้า 1 – 114.

พระราชบัญญัติโรคระบาดสัตว์ พ.ศ. 2499 และแก้ไขเพิ่มเติม. 2542. [On line]. Available : http://www.dld.go.th/th/images/stories/law/act_epidemic2499.pdf. [Cited on 2014/06/13].

ศูนย์สัตว์ทดลองแห่งชาติ. 2556. ศูนย์สัตว์ทดลองแห่งชาติได้รับการรับรองมาตรฐานสากล AAALAC. [On line]. Available : http://www.nlac.mahidol.ac.th/nlacth/index.php?option=com_content&view=article&id-196:-aaalac&catid=1. [Cited on 2014/06/12].

สภาวิจัยแห่งชาติ สหรัฐอเมริกา. 2541. องค์ประกอบหลักของโปรแกรมอาชีวอนามัยและความปลอดภัย. ใน: อาชีวอนามัยและความปลอดภัยในการดูแลและการใช้สัตว์ทดลอง. แปลจาก Occupational Health and Safety in the Care and Use of Research Animals, National Research Council, USA. แปลและจัดพิมพ์โดยสมาคมวิทยาศาสตร์สัตว์ทดลองแห่งประเทศไทย. บริษัท พี.รุ่งโรจน์การพิมพ์ จำกัด, กรุงเทพฯ. หน้า 106 – 122.

สภาวิจัยแห่งชาติ สหรัฐอเมริกา. 2554. สภาพแวดล้อม ที่อยู่และการจัดการสัตว์. ใน: ข้อแนะนำสำหรับการดูแลและการใช้สัตว์ทดลอง.แปลจาก Guide for the Care and Use of Laboratory Animals. 8th edition, National Research Council of the national academies, USA. แปลและจัดพิมพ์โดยสมาคมวิทยาศาสตร์สัตว์ทดลองแห่งประเทศไทย. บริษัท พี.รุ่งโรจน์การพิมพ์ จำกัด, กรุงเทพฯ. หน้า 41 – 104.

สมชาย ศรีพูล. 2549. หลักการเลี้ยงสัตว์ (Introduction to Animal Science). มหาวิทยาลัยราชภัฏนครสวรรค์. [On line]. Available: http://elearning.nsru.ac.th/web_elearning/animals/lesson8_3.php. [Cited on 2014/04/4].

สำนักงานเลขานุการคณะกรรมการแห่งชาติเพื่อพัฒนางานเลี้ยงและใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์ (สลช.). 2552. ข้อกำหนดเบื้องต้นการออกแบบสถานที่เลี้ยงและใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์. พิมพ์ครั้งที่ 1. สำนักงานเลขานุการคณะกรรมการแห่งชาติเพื่อพัฒนางานเลี้ยงและใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์และสำนักงานคณะกรรมการวิจัยแห่งชาติ. ห้างหุ้นส่วนจำกัดอรุณการพิมพ์, กรุงเทพมหานคร. หน้า 1-19.

สว่าง เกษแดงสกลวุฒิและอัจฉริยา ไศละศุต. 2547. การเก็บและการรักษาสภาพตัวอย่างเพื่อการวินิจฉัยโรค. การชันสูตรซากสัตว์. พิมพ์ครั้งที่ 4. หน่วยพยาธิวิทยา ภาควิชาพยาธิวิทยา คณะสัตวแพทยศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. ห้างหุ้นส่วนสามัญนิติบุคคลปอยท์กราฟิค. หน้า 173-218.

สุจินดา มาลัยวิจิตรนนท์. 2556. ทำไมจึงต้องใช้สัตว์ทดลองในการทดสอบความปลอดภัยของอาหาร. จุลสารการเลี้ยงและใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์. 6(3): หน้า 3.

สำนักงานคณะกรรมการวิจัยแห่งชาติ, 2554. จรรยาบรรณการใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์ สภาวิจัยแห่งชาติ. พิมพ์ครั้งที่ 3 โรงพิมพ์ บริษัทอาร์ตแอนด์พาร์ท อัพเดท จำกัด. หน้า 1-13.

อนงค์นาฏ สมจิตต์. 2543a. โรงเรือนสัตว์ทดลองและการจัดการภายในโรงเรือน. เอกสารประกอบการสอนวิชา สัตว์ทดลอง (Laboratory animal science) ภาควิชาสัตวบาล คณะสัตวแพทยศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. หน้า 98-117.

อนงค์นาฏ สมจิตต์. 2543b. การควบคุมและการป้องกันโรคในการเลี้ยงสัตว์ทดลอง. เอกสารประกอบการสอนวิชา สัตว์ทดลอง (Laboratory animal science) ภาควิชาสัตวบาล คณะสัตวแพทยศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. หน้า 118-137.

อรวรรณ ชินราศรี. 2547. เทคโนโลยีการผลิตสัตว์ปีก (Poultry Production Technology). พิมพ์ครั้งที่ 1. สาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์ ภาควิชาเทคโนโลยีการเกษตร คณะเทคโนโลยี มหาวิทยาลัยมหาสารคาม. โรงพิมพ์ ห้างหุ้นส่วนจำกัด อภิชาตการพิมพ์. หน้า 1 – 206.

อัจฉริยา ไศละศุต. 2547. เทคนิคการชันสูตรซากสัตว์. การชันสูตรซากสัตว์. พิมพ์ครั้งที่ 4. หน่วยพยาธิวิทยา ภาควิชาพยาธิวิทยา คณะสัตวแพทยศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. ห้างหุ้นส่วนสามัญนิติบุคคลปอยท์กราฟิค. หน้า 55 – 94.

อุตรา จามีกร. 2551. คู่มือการเลี้ยงและใช้สัตว์ทดลอง. คณะสัตวแพทยศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิยาลัย. โรงพิมพ์แห่งจุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. หน้า 1 - 149.

Anuratli. 2010. การทำเครื่องหมายประจำตัวสัตว์. [On line]. Available : http://anuratli.exteen.com/20100722/entry. [Cited on 2014/04/4].

Apeldoorn, E.J., Schrama, J.W., Mashaly, M.M. and Parmentier, H.K. 1999. Effect of melatonin and lighting schedule on energy metabolism in broiler chickens. Poultry Sci. 78: 223-229.

ASEAN. 1998a. ASEAN standard requirement for haemorrhagic septicaemia bacterin for cattle and buffaloes. In: ASEAN standard for animal vaccines. 2nd edition. Livestock Publication Series No.2A. Jakarta, Indonesia. p. 77 – 79.

ASEAN. 1998b. ASEAN standard requirement for blackleg bacterin. In: ASEAN standard for animal vaccines. 2nd edition. Livestock Publication Series No.2A. Jakarta, Indonesia. p. 71 – 72.

ASEAN. 1998c. ASEAN standard requirement for Aujezky's disease vaccine. In: ASEAN standard for animal vaccines. 2nd edition. Livestock Publication Series No.2A. Jakarta, Indonesia. p. 48 – 50.

ASEAN. 1998d. Standard requirements for Specific-Pathogen-Free (SPF) flocks. In: ASEAN standard for animal vaccines. 2nd edition. Livestock Publication Series No.2A. Jakarta, Indonesia. p. 98.

ASEAN Secretariat. 1998. Manual of ASEAN Accreditation Criteria for Animal Vaccine Testing Laboratories. Livestock Publication Series No.2D. Jakarta, Indonesia. p. 1 – 10.

American Veterinary Medical Association (AVMA). 2013. Introduction and general comments. AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2013 edition. [On line]. Available: http://www.avma.org/kb/policies/documents/euthanasia.pdf. [Cited on 2014/04/4].

Animal Welfare Institute (AWI). 2014. Refinement of Housing and Handling Conditions and Environmental Enrichment for Animals Kept in Laboratories. Washington, DC, USA. [On line]. Available: https://awionline.org/content/refinement-for-animals-kept-in-labs-database. [Cited on 2014/06/12].

Besch, E.L. 1980. Environmental quality within animal facilities. Lab Anim Sci. 30:385-406.

Brooks, D.L., Tillman, P.C. and Niemi, S.M. 1984. Ungulates as Laboratory Animals. In: Laboratory Animal Medicine. Edited by Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.M. Academic press, Inc. Florida, USA. p. 274 - 297.

Bryant, E. 1984. Biology and diseases of birds. In: Laboratory Animal Medicine. Edited by Fox JG, Cohen BJ, Loew FM. Academic press, Inc. Florida, USA. p. 400 – 426.

Castelhano-Carlos, M.J., Sousa, N., Ohl, F. and Baumans, V. 2010. Identification methods in newborn C57BL/6 mice : A development and behavioral evaluation. Lab Anim. 4: 88-103.

Cherry, J.A. 1987. The effect of photoperiod on development of sexual behavior and fertility in golden hamsters. Physiol Behav. 39: 521-526.

Conour, L.A., Murray, K.A. and Brown, M.J. 2006. Preparation of animals for research – Issues to consider for rodents and rabbits. ILAR J. 47: 283 – 293.

Cooper, D.M. and Harry, E.G. 1987a. The domestic fowl and turkey. In: The UFAW handbook on the care & management of laboratory animals. 6th edition. Edited by Poole, T.B. Longman Scientific & Technical, Essex, England. p. 640 – 662.

Cooper, D.M. and Harry, E.G. 1987b. Ducks and geese. In: The UFAW handbook on the care & management of laboratory animals. 6th edition. Edited by Poole, T.B. Longman Scientific & Technical, Essex, England. p. 663 – 677.

Dumoulin, P.G. 2012. Layers: Good brooding conditions. International Poultry Production. 20(8): 38.

Ewbank, R. 1987. Cattle. In: The UFAW handbook on the care & management of laboratory animals. 6th edition. Edited by Poole, T.B. Longman Scientific & Technical, Essex, England. p. 525 – 534.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 1978. Tests for virus characteristics. In: Newcastle disease vaccines. p. 74 – 79.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 2001. Transport of livestock. In: Guidelines for humane handling, transport and slaughter of livestock. Edited by Heinz G and Srisuvan T. Regional office for Asia and the Pacific publication. p. 33 – 48.

Federation of Animal Science Societies (FASS). 2010. Agricultural animal health care. In: Guide for the Care and Use of Agricultural Animals in Research and Teaching, 3rd ed. Champaign, IL. p. 8 – 15.

Hankenson, F.C., Garzel, L.M., Fisher, D.D., Nolan, B. and Hankenson, K.D. 2008. Evaluation of tail biopsy collection in laboratory mice (Mus musculus) : Vertebral ossification, DNA quantity and acute behavioral responses. JAALAS. 47(6): 10-18.

Harrison, F.A. 1987. Sheep and goats. In: The UFAW handbook on the care & management of laboratory animals. 6th edition. Edited by Poole, T.B. Longman Scientific & Technical, Essex, England. p. 517 – 524.

Hedenqvist, P. and Hellebrekers, L.J. 2003. Laboratory animal analgesia and euthanasia. In: Handbook of laboratory animal science. 2nd edition. Volume I. Essential principles and practices. Edited by Hau, J. and Van Hoosier, Jr., G.L. CRC Press LLC, Bocaraton, Florida, USA. p. 413 – 456.

Hessler, J.R. and Leary, S.L. 2002. Design and management of animal facilities. In: Laboratory animal medicine, 2nd edition. Edited by Fox, J.G., Anderson, L.C., Loew, F.M. and Quimby, F.W. Academic Press, California, USA. p. 909 – 955.

Holtz, W. 1987. Pigs and minipigs. In: The UFAW handbook on the care & management of laboratory animals. 6th edition. Edited by Poole, T.B. Longman Scientific & Technical, Essex, England. p. 496 – 516.

Humane slaughter association. 2013. Pithing. Online guide : Captive-bolt stunning of livestock. [On line]. Available : http://www.hsa.org.uk/bleeding-and-pithing/pithing. [Cited on 2014/05/5].

International Air Transport Association (IATA). 2009. Live Animal Regulation (LAR). [On line]. Available : http://www.iata.org/publications/pages/live-animals.aspx. [Cited on 2014/06/13].

Interagency Research Animal Committee (IRAC). 1985. US Government Principles for Utilization and Care of Vertebrate Animals Used in Testing, Research, and Training. Federal Register, May 20, 1985. Washington: Office of Science and Technology Policy. [On line]. Available: http://oacu.od.nih.gov/regs/USGovtPrncpl.htm. [Cited on 2014/06/12].

Jennings, L.F. 1974. Housing requirements – large animals. In: Handbook of laboratory animal science. Volume I. edited by E.C. Melby, Jr. and N.H. Altman. CRC Press, Inc., Ohio, USA. p. 85 – 94.

Laber, K.E. 2002. Biology and diseases of swine. In: Laboratory animal medicine, 2nd edition. Edited by Fox, J.G., Anderson, L.C., Loew, F.M. and Quimby, F.W. Academic Press, California, USA. p. 615 – 675.

Lucio-Martinez. B., Korich, J.A. and Birch, S.A. 2010. Necropsy and diagnostic sample collection. In: Illustrated guide to poultry necropsy and diagnosis. 1st edition, United States Department of Agriculture (USDA), Foreign Agricultural Service. Sello Inc., Cortland, New York. p. 13-48.

Manninen, A.S., Antilla, S. and Savolainen, H. 1998. Rat metabolic adaptation to ammonia inhalation. Proc Soc Biol Med. 187: 278 – 281.

Mischler, S.A., Underwood, W.J. and Delano, M.L. 2002. Biology and diseases of ruminants: sheep, goats and cattle. In: Laboratory animal medicine, 2nd edition. Edited by Fox, J.G., Anderson, L.C., Loew, F.M. and Quimby, F.W. Academic Press, California, USA. p. 519 – 614.

Morton, D.B. and Hau, J. 2003. Welfare assessment and humane endpoints. In: Handbook of laboratory animal science. 2nd edition. Volume I. Essential principles and practices. Edited by Hau, J. and Van Hoosier, Jr., G.L. CRC Press LLC, Bocaraton, Florida, USA. p. 457 – 486.

Mount, L.E. and Ingram, D.L. 1971. Housing and Handling. In: The pig as a laboratory animal. Academic Press, London, England. p. 14 – 28.

National Centre for the Replacement Refinement & Reduction of Animals in Research (NC3Rs). 2009. Guinea pig: Tarsal vein (non-surgical). Blood sampling. [On line]. Available: http://www.nc3rs.org.uk/guinea-pig-tarsal-vein-non-surgical. [Cited on 2014/10/2].

National Research Council of the National Academies (NRC). 1996. Animal Environment, Housing, and Management. In: Guide for the care and use of laboratory animals, 2nd ed. National Academies Press. Washington, D.C., USA. p. 21 – 55.

National Research Council of the National Academies (NRC). 2011. Veterinary Care. In: Guide for the care and use of laboratory animals, 8th ed. National Academies Press. Washington, D.C., USA. p. 105 – 131.

Obernier, J.A. and Baldwin, R.L. 2006. Establishing an appropriate period of acclimatization following transportation of laboratory animals. ILAR J. 47: 364 – 369.

World Organization for Animal Health (OIE). 2012a. Bovine brucellosis. Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. [On line]. Available: http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2.04.03_BOVINE_BRUCELL.pdf. [Cited on 2014/06/11].

World Organization for Animal Health (OIE). 2012b. Anthrax. Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. World Organization for Animal Health. [On line]. Available: http://www.oie.int/fileadmin/ Home/eng/Health_standards/tahm/2.01.01_ ANTHRAX.pdf. [Cited on 2014/06/11].

World Organization for Animal Health (OIE). 2012c. Newcastle disease. Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. World Organization for Animal Health. [On line]. Available: http://www.oie.int/fileadmin/Home/fr/Health_standards/tahm/2.01.14_ NEWCASTLE_DIS. pdf. [Cited on 2014/06/11].

World Organization for Animal Health (OIE). 2013. Rabies. Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. World Organization for Animal Health. [On line]. Available: http://www.oie.int/fileadmin/ Home/eng/Health_standards/tahm/2.01.13_ RABIES.pdf. [Cited on 2014/06/11].

World Organization for Animal Health (OIE). 2014. Leptospirosis. Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. World Organization for Animal Health. [On line]. Available: http://www.oie.int/ fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2.01.09_ LEPTO.pdf. [Cited on 2014/06/11].

Parasuraman, S., Raveendran, R. and Kesavan, R. 2010. Blood sample collection in small laboratory animals. J Pharmacol Pharmacother. 1(2): 87-93. [On line]. Available : http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3043327/#!po=43.3333. [Cited on 2014/10/2].

Research Animal Resources (RAR). 2006. Guidelines for collection of blood from experimental animals. University of Minnesota. USA. [On line]. Available : http://www.ahc.umn.edu/rar/blood.html. [Cited on 2014/05/8].

Rasmussen, S., Glickman, G., Norinsky, R., Quimby, F. and Tolwani, R.J. 2009. Construction noise decreases reproductive efficiency in mice. JAALAS. 48: 263 – 270.

Russell, W.M.S and Burch, R.L. 1959. The Principles of Humane Experimental Technique. London: Methuen and Co. [Reissued: 1992, Universities Federation for Animal Welfare, Herts, UK].

Shimizu, S. 2004. Routes of administration. In: The laboratory mouse. National Institute of Animal Health, Tsukuba, Japan. 527 – 541. [On line]. Available : http://www.usp.br/bioterio/Artigos/Procedimentos%20experimentais/Routeadministration-4.pdf. [Cited on 2014/06/22].

Sirois, M. 2005a. Nontraditional laboratory animals. In: Laboratory animal medicine : Principles and procedures. Mosby, Inc., Missouri, USA. p. 221 – 240.

Sirois, M. 2005b. The Research Environment. Laboratory animal medicine : Principles and procedures. Mosby, Inc. Missouri, USA. p. 27-51.

Solwayfeeders. 2010. Galvanised Automatic Drinking Trough (with ball valve). [On line]. Available: http://www.solwayfeeders.com/products/galvanised-automatic-drinking-trough-with-ball-valve-p6182-c430.html. [Cited on 2014/06/13].

Stark, D.M., and Ostrow, M.E. 1989. History and purpose of laboratory animal science and animal care programs. Training Manual Series. Volume 1. Assist and Laboratory Animal Technician. AALAS, USA. p. 1- 188.

Swallow, J., Anderson, D., Buckwell, A.C., Harris, T., Hawkins, P., Kirkwood, J., Lomas, M., Meacham, S., Peters, A., Prescott, M., Owen, S., Quest, R., Sutcliffe, R. and Thompson, K. 2005. Guidance on the transport of laboratory animals. Laboratory Animals. 39:1-39. [On line]. Available: http://lan.sagepub.com/content/39/1/1.full.pdf. [Cited on 2014/06/13].

World Health Organization (WHO). 2004. Lab animal facilities. Laboratory biosafety manual. 3rd edition. p. 28-32.