

Protocolos para la Vigilancia y Control de Roedores Sinantrópicos



Organización
Panamericana
de la Salud



Organización
Mundial de la Salud

OFICINA REGIONAL PARA LAS **Américas**

La Organización Panamericana de la Salud dará consideración muy favorable a las solicitudes de autorización para reproducir o traducir, íntegramente o en parte, alguna de sus publicaciones. Las solicitudes y las peticiones de información deberán dirigirse al Programa de Publicaciones, Organización Panamericana de la Salud, Washington, D.C., Estados Unidos de América, que tendrá sumo gusto en proporcionar la información más reciente sobre cambios introducidos en la obra, planes de reedición, reimpressiones y traducciones ya disponibles.

© Organización Panamericana de la Salud, 2015

Las publicaciones de la Organización Panamericana de la Salud están acogidas a la protección prevista por las disposiciones sobre reproducción de originales del Protocolo 2 de la Convención Universal sobre Derecho de Autor. Reservados todos los derechos.

Las denominaciones empleadas en esta publicación y la forma en que aparecen presentados los datos que contiene no implican, por parte de la Secretaría de la Organización Panamericana de la Salud, juicio alguno sobre la condición jurídica de países, territorios, ciudades o zonas, o de sus autoridades, ni respecto del trazado de sus fronteras o límites. La mención de determinadas sociedades mercantiles o de nombres comerciales de ciertos productos no implica que la Organización Panamericana de la Salud los apruebe o recomiende con preferencia a otros análogos. Salvo error u omisión, las denominaciones de productos patentados llevan en las publicaciones de la OPS letra inicial mayúscula.

Lista de participantes

Autor

Héctor Coto

Experto en vigilancia y control de roedores sinantrópicos
Buenos Aires, Argentina

Revisores

Raúl Alberto Rojo Ospina

Director de Factores de Riesgo
Secretaría de Salud y Protección Social de Antioquía
Medellín, Colombia

Lilian Santos Babolin

Analista en Salud/ Responsable del programa municipal de control de roedores
Centro de controle de Zoonoses – Centro colaborador de OPS/OMS
Coordenação de Vigilância em Saúde (COVISA)
Secretaria da Saúde/Prefeitura Municipal de São Paulo, SP
Sao Paulo, Brasil

Coordinadores de OPS

Marco Antonio Natal Vigilato

Asesor Regional en Salud Pública Veterinaria
Unidad de Salud Pública Veterinaria – Centro Panamericano de Fiebre Aftosa (PANAFTOSA)
Departamento de Enfermedades Transmisibles y Análisis de Salud (CHA)
Organización Panamericana de Salud/Organización Mundial de la Salud (OPS/OMS)

Jean-Marc Gabastou

Asesor Regional en Laboratorios de Salud Pública y Redes de Laboratorio
Unidad del RSI, Alerta y Respuesta a Epidemias, Enfermedades transmitidas por el agua (IR)
Departamento de Enfermedades Transmisibles y Análisis de Salud (CHA)
Organización Panamericana de Salud/Organización Mundial de la Salud (OPS/OMS)

Contenido

Prólogo

Sección I. Biología y bionomía de roedores sinantrópicos	08
1. Taxonomía	09
2. <i>Rattus norvegicus</i>	10
3. <i>Rattus rattus</i>	11
4. <i>Mus musculus</i>	12
5. Características diferenciales interespecíficas	13
Sección II. Organización de programas de control y vigilancia	14
1. Estructuración y Fases del Programa	15
2. Fase de Preparación	15
2.1. Identificación del problema	16
2.2. Definición del área objeto del diagnóstico	16
2.3. Recolección de información	17
2.4. Diagnóstico de situación	20
2.5. Pronóstico	20
2.6. Producto final de la fase	20
3. Fase de Planificación	21
3.1. Definición del área de intervención	21
3.2. Definición de los objetivos	21
3.3. Diseño de la estrategia a seguir	22
3.4. Definición de resultados esperados	22
3.5. Definición de actividades	22
3.6. Identificación de los recursos humanos necesarios	23
3.7. Estimación de costos	23
3.8. Diseño de la evaluación	23
3.9. Especificación de indicadores	23
3.10. Producto final de la fase	24
4. Fase de ejecución	24
4.1. Plan de operaciones	24
4.2. Elementos técnicos	25
4.3. Producto final de la fase	26
5. Fase de Evaluación	26
5.1. Continuidad de las acciones	27
5.2. Producto final de la fase	27
6. Fase de vigilancia	27
6.1. Producto final de la fase	28
7. Competencias	29
Anexos	30
Anexo I. Protocolo para la realización de mapas de riesgo	31
1.1. Aspectos Conceptuales	31
1.2. Protocolo	31
Anexo II. Protocolos para la realización de encuestas al poblador	34
2.1. Protocolo para la realización de encuestas (para el planificador)	34
2.2. Protocolo para la realización de encuestas (para el encuestador)	36
Anexo III. Protocolo para la realización de inspecciones	36
3.1. Elementos metodológicos	36
3.2. Pasos requeridos para la inspección	37
3.3. Protocolo para la realización de inspecciones (operadores de campo)	37

3.4. Detección de indicios de presencia de roedores	40
Anexo IV. Aplicación de rodenticidas anticoagulantes	50
4.1. Elementos conceptuales	50
4.2. Mecanismo de acción	50
4.3. Clasificación	50
4.4. Sintomatología tóxica en los roedores	50
4.5. Dosis letal 50	51
4.6. Formulaciones	52
4.7. Resistencia	52
4.8. Premisas generales para la aplicación de rodenticidas	53
4.9. Pautas para la colocación de rodenticidas	53
4.10. Cajas cebaderas	54
4.11. Evaluación de los resultados de la aplicación de cebos rodenticidas	55
4.12. Causas habituales del fracaso de la aplicación de rodenticidas	56
4.13. Protocolos de aplicación de rodenticidas	57
4.14. Planilla de registro de consumo en puntos de cebado	62
Anexo V. Estimación de infestaciones	62
5.1. Importancia de la estimación de infestaciones de roedores	62
5.2. Definición del marco teórico y conceptual	63
5.3. Cómo definir y caracterizar los ambientes y unidades ambientales	64
5.4. Cómo realizar un estudio de abundancia de roedores	65
5.5. Método de éxito de trampeo	66
5.6. Protocolos de trampeo	72
5.7. Planilla de estación de muestreo	75
Anexo VI. Métodos de recolección de muestras de roedores para vigilancia de peste	76
6.1. Selección del lugar de procesamiento	76
6.2. Registro del animal	76
6.3. Anestesiado	77
6.4. Obtención de muestra de sangre	78
6.5. Registro de parámetros morfométricos y reproductivos	80
6.6. Recolección de ectoparásitos	81
6.7. Toma de muestras de órganos	82
6.8. Remisión de muestras al laboratorio	83
Anexo VII. Vigilancia y control de roedores en diferentes actividades antrópicas	84
7.1. Marco de referencia	84
7.2. Actividad pecuaria	84
7.3. Acopiadores de granos almacenados	85
7.4. Industrias procesadoras de alimentos	86
7.5. Industrias no alimenticias	87
7.6. Mercados de frutas y verduras	87
7.7. Comercios	87
7.8. Viviendas	87
7.9. Redes cloacales y pluviales	88
Anexo VIII. bioseguridad	89
8.1. Estructuración del programa de bioseguridad	89
8.2. Medidas de bioseguridad a cumplir por los operadores de campo	90
8.3. Medidas de bioseguridad para los operadores de campo en situaciones habituales de trabajo	93
8.4. Precauciones generales a considerar por la coordinación del programa	95
Anexo IX. Muestreo de roedores silvestres	95
9.1. Protocolos de Trampeo	96
Referencias bibliográficas	99

Protocolos para la vigilancia y control de roedores sinantrópicos

Hector Coto

Prólogo

Los roedores sinantrópicos generan uno de los problemas de más difícil solución dentro del universo de control de vectores y reservorios. Su elevada tasa de natalidad, el amplio espectro de nichos ecológicos ocupados, su heterogéneo repertorio de conductas alimentarias y su singular capacidad de adaptación a las restricciones impuestas por el hombre, parecen ser los componentes vertebrales de una ecuación que tiene como resultado presencia de estas especies en la mayor parte de los ecosistemas antrópicos de la tierra

Esta situación no solamente provoca cuantiosas pérdidas económicas, sino un riesgo de consideración para la Salud Pública. Paradójicamente, es tendencia a nivel general que el control de roedores evidencie una falta de continuidad institucional, programática y de formación de recursos humanos que se transforma en parte del problema.

Por otra parte, en las últimas tres décadas, la conceptualización del control de roedores ha abierto un nuevo capítulo que ha dejado de lado la universalidad y el marco teórico que la caracterizaron hasta mediados de los ochenta, para dar paso a programas integrados, desarrollados desde la óptica de la ecología aplicada. En ellos, la interpretación y el análisis de la situación-problema se constituyen al mismo tiempo en esencia y objetivo de su concepción.

En este contexto, la necesidad actual de disminuir el margen de error en las intervenciones dirigidas al control de roedores en un área definida, exige un conocimiento más integral de determinados aspectos biológicos y ecológicos de las especies sinantrópicas, y aumenta la necesidad de reunir, analizar e interpretar la información obtenible a campo, a partir de la actividad de estos roedores, y de transformarla en una directriz de las acciones a implementar.

En este contexto, el presente documento aspira, por un lado, a constituirse en un aporte para que el personal de salud incorpore metodologías de estimación de infestaciones en la práctica cotidiana, como procedimiento para caracterizar realidades que exigen atención, en cuantificar los cambios en una situación que se considera problemática, o generar información útil para mejorar el proceso de toma de decisiones, de diseño, de ejecución o de evaluación de programas. Por otro, a impulsar a que éstos procesos sean planificados y sistemáticos, adaptados a las particularidades de cada situación.

Sección I. Biología y Bionomía de Roedores Sinantrópicos

1. Taxonomía

El orden Rodentia conforma el grupo más numeroso y extendido dentro de los mamíferos vivos, con 34 familias y 2 280 especies.

Encuentra a sus máximos exponentes en tres especies: *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1789), *Mus musculus* (Linnaeus, 1758) y *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758); cuya habilidad para subsistir en las proximidades del ser humano las convierte en eficaces explotadoras de la expansión territorial humana (1, 2, 3, 4, 5, 6), permitiéndoles ocupar la mayor parte de las regiones del planeta, con la sola excepción del continente antártico y algunas áreas de Oceanía.

Taxonomía de <i>Rattus norvegicus</i> , <i>Rattus rattus</i> y <i>Mus musculus</i> .	
Reino	Animal
Phylum	Chordata
Subphylum	Tetrapoda
Clase	Mammalia
Subclase	Eutheria
Orden	Rodentia
Suborden	Myomorpha
Familia	Muridae
Especies	<i>Rattus rattus</i> , <i>Rattus norvegicus</i> , <i>Mus musculus</i>



Imagen 1. Desde arriba hacia abajo, ejemplares adultos de *Mus musculus*, *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus* (Tomado de Trainig and information material on vector biology and control. Rodents. World Health Organization. Geneva, 1991).

2. *Rattus norvegicus*

Descripción

Longitud total: 33-46 cm

Peso corporal: 110-480 g

Cola: La cola es más corta que el eje hocico-ano, oscura por arriba y clara por debajo, con un anillado poco marcado.

Ojos: pequeños.

Hocico: redondeado.

Orejas: Las orejas son relativamente pequeñas; al ser estiradas en dirección hacia el ojo, nunca alcanzan el borde de éste.

Coloración: El pelaje dorsal presenta un amplio espectro de variantes que van desde el marrón grisáceo o el gris puro hasta el negruzco o el marrón rojizo. El vientre es gris claro o blanco amarillento.

Hábitat

Es netamente comensal (el más comensal de las tres especies), posee su hábitat principal en ecosistemas tanto urbanos como rurales, pero siempre ligado al hombre.

Selecciona microhábitats localizados a nivel del terreno. Muestra elevada preferencia por lugares húmedos y/o cercanos al agua. El hábitat predilecto comprende los márgenes de los cursos de caudal lento o de las mansas de agua permanentes provistas de abundante vegetación herbácea o de matorral.

En áreas marcadamente urbanas, suele transitar los sistemas cloacales y pluviales. Las poblaciones silvestres están también siempre asociadas a la presencia de agua, afincándose en las cercanías de cultivos de regadío y arrozales.

Alcanza su máxima abundancia en ecosistemas urbanos y periurbanos o en áreas rurales asociadas a la producción agropecuaria.

Hábitos alimentarios

El rasgo distintivo de la alimentación de *Rattus norvegicus* es la diversidad. Desde una perspectiva ecológica, son consumidores generalistas y oportunistas, capaces de incorporar una amplia gama de alimentos y de variarla en función de la disponibilidad ambiental.

En el ámbito urbano, desarrolla más cómodamente un perfil dietario dirigido a la explotación de basura y otros desperdicios antropogénicos (recursos altamente energéticos que otorgan un importante valor a la relación costo-beneficio resultante).

En espacios no urbanos consume sobre todo frutas, hortalizas y cereales, aunque la carroña también forma parte de su dieta.

También lleva adelante un comportamiento predador a través del que busca, persigue, mata y consume a una gran variedad de invertebrados y pequeños vertebrados (9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17).

Comportamiento de anidación

Elabora preferentemente madrigueras subterráneas compuestas por una entrada inclinada que da paso a un túnel o galería principal (ubicado a no más de 45 centímetros de profundidad) de aproximadamente 30 centímetros de longitud y de 8 centímetros de diámetro, apto para el tránsito de una sola rata a la vez. Después de este primer tramo recto, suele aparecer una curva que puede continuar de tres modos diferentes: con una bifurcación en otros dos túneles, con un segmento sin salida o con una cámara central de 20 por 22 centímetros. En este último caso, la cavidad mencionada, que puede albergar entre 4 y 8 individuos, contiene un lecho, conformado por variados materiales, que es utilizado para dormir o para criar a las camadas. Finalmente, un segundo túnel, que parte de esta cámara, sirve de conexión con el exterior (18).

La localización de las madrigueras es principalmente exterior, siempre cercanas a un recurso; de preferencia, una fuente de alimentación.

Área de acción

Áreas urbanas: con abundancia de recursos, el área de acción de la especie promedia un diámetro de 20 metros (19).

Áreas periurbanas y rurales: puede ampliarse hasta los 30-50 m (20). En condiciones de escasez de recursos se han observado áreas vitales mayores y movimientos de hasta 100 m. En granjas avícolas, la máxima distancia promedio entre puntos de localización fue de 33,70 m (21). Hardy y Taylor (22) señalaron que el área de acción de una colonia establecida en tierras cultivadas, alcanzó los 65 m, con movimientos extremos que no superaron los 100 m. Esto coincide con movimientos en cultivos de caña de azúcar (23) y en otros cultivos (24, 25, 26).

Patrón social

Vive en *grupos familiares o territoriales* consistentes en asociaciones de individuos adultos (un macho y cinco o

seis hembras), y un número variable de subadultos y lactantes que comparten un espacio delimitado, llamado territorio, que es propiedad exclusiva de sus habitantes.

Cada grupo familiar centra su actividad en una madriguera. La característica más destacada de estas unidades organizacionales es el desarrollo de una estratificación social que determina la presencia de un macho dominante, una línea jerárquica de machos subordinados y de hembras en edad reproductiva que se subordinan al macho de mayor rango pero que dominan al resto del grupo. Los machos son territoriales y practican una defensa sistemática de la madriguera y del territorio. Una colonia es el resultado de la agregación de varios grupos familiares, las verdaderas unidades sociales básicas.

En situaciones de alta densidad, la presión de los intrusos hace demasiado costosa la defensa de los territorios, por lo que el sistema social se convierte en un despotismo en el que uno de los machos, generalmente el de mayor peso, amplía su dominancia a toda la colonia, y se establece una jerarquía sólo para el acceso a los alimentos.

3. *Rattus rattus*

Descripción

Longitud total: 35 y 45,5 centímetros.

Peso corporal: 110-340 gramos.

Cola: uniformemente oscura y de anillado muy marcado, siempre supera en longitud al eje cabeza-cuerpo.

Ojos: grandes y prominentes.

Hocico: puntiagudo.

Orejas: Las orejas son grandes, alcanzando el borde del ojo al ser estiradas en dirección a él.

Coloración: El pelaje de esta especie varía su tonalidad dorsal desde el negro absoluto hasta el marrón leonado, siendo posible hallar poblaciones locales con diferentes intensidades de gris o marrón. Ventralmente, las posibilidades comprenden el gris metálico, el gris perla o café y el blanco puro.

Hábitat

Ocupa hábitats muy diversos que van desde zonas de matorral hasta huertos y plantaciones de frutales. En núcleos urbanos y periurbanos vive casi exclusivamente asociada a estratos alejados del nivel del suelo. En cualquier caso es menos comensal que *Rattus norvegicus*.

Hábitos alimentarios

La dieta omnívora define sus hábitos alimentarios. Sin embargo, en contraposición a la condición de omnívoro extremo que muestra *Rattus norvegicus* (27), *Rattus rattus* exhibe cierta tendencia a la preeminencia del régimen herbívoro, en el que ocupa una porción destacada el consumo de brotes, raíces, hojas, semillas y frutos, especialmente en ambientes silvestres.

Posee una mayor eficacia predatoria que su congénere, que se pone de manifiesto cuando invade y se establece en ecosistemas naturales, donde puede reducir drásticamente el número y los parámetros reproductivos de una especie local, y conducirla a la desaparición (28, 14, 29, 30, 31).

Comportamiento de anidación

Mientras que *Rattus norvegicus* es una especie esencialmente cavícola, *Rattus rattus* evidencia una geotaxis negativa (32) que la impulsa a construir nidos aéreos, a cierta altura sobre el suelo.

Emplaza sus nidos en lugares poco accesibles (copas y troncos de árboles, paredes, entretechos, desvanes, plantas trepadoras) y los construye con restos de cualquier material, tales como bolsas plásticas, papel, telas, hilos, pajas, aserrín de madera. Generalmente, está conformado por un lecho esférico protegido con paredes algo elevadas. Al igual que su congénere, evidencia una significativa flexibilidad en la construcción del nido que se pone de manifiesto en su localización, forma, estructura, tamaño y materiales empleados (33).

Rara vez hace sus madrigueras en la tierra, pero cuando esto ocurre construye un nido central con galerías de acceso de 5 a 6 cm de diámetro, cuyas bocas camufla con restos vegetales y tierra. En estos casos, frecuentemente, excava en la base de los árboles, utilizando sus raíces como soporte.

También exhibe una marcada nidificación oportunista que la lleva a instalarse en nidos de aves y una amplia variedad de espacios aptos para la nidificación, generados por la actividad humana.

Área de acción

El área de acción de *Rattus rattus* pareciera ser más extensa y variable que la de *Rattus norvegicus*, pudiéndose situar en un amplio rango comprendido entre los 15 y los 185 m de distancia (23, 34). En ecosistemas forestales se han documentado áreas de acción que superan las diez hectáreas (35), pero en términos energéticos estos valores parecerían inconducentes para la sobrevivencia. En áreas urbanas, puede estimarse que los movimientos regulares de los adultos exceden escasamente los 100 m. Sin embargo, al igual que su congénere exhibe muy pocos movimientos si sus recursos permanecen estables (36).

Patrón social

Al igual que *Rattus norvegicus* es una especie territorial, pero a diferencia de ésta, el establecimiento de estructuras sociales jerárquicas no se restringe a los machos, sino que también involucra a las hembras, para quienes superar con éxito las situaciones de conflicto significa alcanzar estratos dominantes dentro del grupo (37, 38).

La especie suele componer grupos jerarquizados dominados por un macho adulto y dos o tres hembras dominantes, a las que se subordinan los restantes machos y hembras que conforman el clan.

4. *Mus musculus*

Descripción

Longitud total: 14,6-20 cm

Peso corporal: 13-26 g

Cola: recubierta con anillos escamosos entre los que se disponen pelos cortos y finos de forma dispersa, representa aproximadamente la mitad de la longitud total del adulto.

Ojos: negros y pequeños

Hocico: ligeramente alargado y puntiagudo.

Orejas: grandes y redondas.

Coloración: Su pelaje es corto, con tonos que van desde el pardo claro al pardo grisáceo oscuro, con la región ventral más clara.

Hábitat

Aunque se la considera predominantemente comensal, y es en los ambientes urbanos donde alcanza sus máximas densidades, también pueden existir formas asilvestradas (39, 40) que viven generalmente en los márgenes de piedra o entre la vegetación herbácea en las orillas de los campos cultivados, donde hay agua disponible (canales de regadío o masas de agua estables). Sin embargo, en ambientes naturales no es un buen competidor frente a otras especies de pequeños roedores, especialmente en condiciones de alta densidad (41, 42, 43). Sólo ocasionalmente se encuentra en ambientes naturales.

Hábitos alimentarios

Los animales que habitan lugares humanizados son omnívoros, mientras que las formas asilvestradas se alimentan principalmente de semillas de gramíneas, raíces carnosas y frutos. También forman parte de la dieta pequeños invertebrados, principalmente coleópteros y larvas de lepidópteros (44).

Comportamiento de anidación

Las poblaciones comensales ocupan los huecos de las paredes, cavidades subterráneas y otros espacios similares, y construyen sus nidos con papel, lana u otros materiales de parecida consistencia. Su nido es tosco y poco prolijo, lo prepara con trozos de tela, papeles y otros desperdicios que dispone para formar una especie de bola hueca en cuyo interior pare sus crías. También puede cavar galerías poco profundas en el suelo o bajo pisos de madera, así como en tabiques o paredes de material.

Los ejemplares silvestres excavan galerías de dos o tres cm de diámetro, con cámaras de cría revestidas de hierba que les proporciona aislamiento térmico. También pueden construir el nido bajo piedras.

Área de acción

Mus musculus muestra un rango muy estrecho de movimientos y su área de acción varía entre 10 y 100 m² (45, 46). En áreas urbanas, el área de acción promedio alcanza 50 m², con distancias recorridas de 3,66 m entre el nido y la fuente de alimentación (47).

En ambientes rurales, el rango de acción es considerablemente mayor. En caña de azúcar se han estimado promedios de 600 m², y una distancia diaria de 14 m (48).

Patrón social

Habitualmente es solitario y territorial, pero puede formar grupos familiares más o menos estables de varias hembras y un macho. En ese caso, un macho dominante establece un territorio con límites bien definidos que incluye un grupo familiar, compuesto por de dos a cinco hembras reproductivas, tres o más machos subordinados y un cierto número de juveniles. Sin embargo, en ocasiones se ha encontrado que varios machos comparten un mismo territorio en condiciones de igualdad (49).

No muestra comportamiento agresivo en casos de baja densidad poblacional pero cuando ésta aumenta, los machos defienden su territorio. Cuando la densidad poblacional es alta sólo unos pocos machos dominantes se aparean mientras que los jóvenes permanecen en estado de subordinación y no se reproducen o se dispersan para poder acceder a su propio territorio.

Típicamente, cada subgrupo o clan está constituido por un macho dominante, de dos a cinco hembras reproductivas, tres o más machos subordinados y un cierto número de juveniles.

5. Características Diferenciales Interespecíficas

Características Diferenciales de Roedores Comensales			
	<i>Rattus norvegicus</i>	<i>Rattus rattus</i>	<i>Mus musculus</i>
Longitud total	330-460 mm	350-455 mm	146-200 mm
Longitud hocico-ano	180-250 mm	160-205 mm	73-101 mm
Peso corporal	280-480 g	110-340 g	13-26 g
Longitud cola	Menor eje hocico ano	Mayor eje hocico ano	Similar eje hocico ano
Apariencia general	Grande, robusta	Longilínea, comprimida	Pequeña, comprimida
Hocico	Romo	Aguzado	Aguzado
Ojos	Pequeños	Grandes, prominentes	Pequeños
Cola	Oscura arriba. Pálida por debajo	Uniformemente oscura	Uniformemente oscura
Forma excrementos	Capsuliformes	De extremos aguzados	Estriados con extremos achatados
Longitud excrementos	12-20 mm	9-15 mm	3-6 mm
Glándulas mamarias	12	10	10
Hábitos alimentarios	Omnívoro extremo	Omnívoro Frugívoro-granívoro	Omnívoro granívoro
Habilidad trepadora	Limitada	Óptima	Muy buena
Consumo diario alimento	30 (16-83) g		1-3 g
Consumo diario agua	10-30 ml	10-30 ml	1-2 ml
Área de acción media	20-50 m	20-100 m	3-10 m
Caracterización nidos	Mayormente madrigueras subterráneas	Mayormente contruidos lejos del suelo.	Mayormente nidificación oportunista.
Nidos en áreas urbanas	Predominante en exteriores	En interiores/exteriores	En interiores
Madurez sexual hembra	45-75 días	70-80 días	42 días
Período de gestación	21-25 días	21-23 días	19-21 días
Edad de destete	25-30 días	25-30 días	21 días
Crías por parición	6-12	8-10	6-8
Pariciones por año	2-5	6-7	5-10

Sección II. Organización de Programas de Control y Vigilancia

1. Estructuración y Fases del Programa

Una estrategia de lucha con resultados duraderos requiere del diseño de un programa con base en la identificación de la disposición espacial de *Rattus spp.* y *Mus musculus* y en las causas que motivan ello. Debe comprender una serie de actividades complementarias entre sí, particularmente adaptadas a la situación a enfrentar.

Se define como programa al conjunto organizado, coherente e integrado de actividades, realizadas simultánea o sucesivamente, con la finalidad de alcanzar los objetivos propuestos (50).

La organización general del Programa comprenderá tres niveles:

Niveles de organización del Programa de Control de Roedores

- Planificación
- Coordinación operativa
- Acciones a cargo de los operadores de campo

El esquema general del proceso supone cinco fases:

Fases de un Programa de Control de Roedores

- a) Preparación
- b) Planificación
- c) Ejecución
- d) Evaluación
- e) Vigilancia

2. Fase de Preparación

Objetivo: Recolectar e interpretar información para lograr una descripción detallada del problema, tanto en lo que hace a su magnitud como a los factores que lo condicionan.

La Fase de Preparación aborda principalmente tres aspectos:

- Formulación y contextualización del problema.
- Análisis de las variables que intervienen en el problema y las relaciones entre ellas.
- Pronóstico del desarrollo futuro del problema si no se interviene sobre él.

Para desarrollarlos, se deben plantear cinco componentes:

- 2.1. Identificación del problema.
- 2.2. Definición del área objeto del diagnóstico.
- 2.3. Recolección de información.
- 2.4. Diagnóstico de situación.
- 2.5. Pronóstico.

2.1. IDENTIFICACIÓN DEL PROBLEMA

Objetivo: Identificar y explicar el problema que requiere ser abordado, ya sea desde la perspectiva de una mayor abundancia de ratas o del impacto de una patología asociada a roedores.

Ejemplos:

La población de ratas ha aumentado.

La incidencia de la leptospirosis es alta.

2.2. DEFINICIÓN DEL ÁREA OBJETO DEL DIAGNÓSTICO

Objetivo: Delimitar el área de intervención utilizando criterios basados en elementos ambientales, y/o en los derivados de las características socioeconómicas y sanitarias de la comunidad humana.

Es indispensable elaborar mapas de base actualizada del área de intervención. Este será el elemento fundador para la construcción de un mapa de riesgo.

2.2.1. Determinación del área a diagnosticar

Se deben determinar las fronteras del área a diagnosticar. Los principales criterios de delimitación estarán basados en elementos ambientales, y/o en los derivados de las características socioeconómicas y sanitarias de la comunidad humana que la diferencian de las vecinas. Es recomendable para este fin el uso de barreras naturales (calles con alta circulación vehicular, cuerpos de agua, etc.).

Se buscará evitar que los límites del área seleccionada fragmenten ambientes o estratos socioeconómicos en ausencia de estas barreras.

Ejemplo:

Si el área comprende parte de un barrio en una zona de riesgo, se deberá incluir dentro del área a diagnosticar a la totalidad de ese barrio, salvo que una barrera ambiental actúe como divisor.

El territorio operacional del programa (el área sobre la que se ejercerá el control) será definido en función de los resultados obtenidos en la fase preparatoria, pero no necesariamente deberá coincidir con el área a diagnosticar en la presente fase en función de sus resultados.

Ejemplo:

Si se comprueba posteriormente que un sector del área diagnosticada no registra actividad de roedores ni factores de riesgo para la presencia de ellos, puede ser excluido del área de control.



Imagen 2. Para establecer los límites del área de intervención es recomendable el aprovechamiento de barreras ambientales (calles con alta circulación vehicular, cuerpos de agua, etc.) que impidan la migración de roedores.

2.2.2. Elaboración de mapas

Se requiere elaborar mapas del área de estudio sobre la que se incorporarán las diferentes capas de información. Este será el elemento fundador para la construcción de un mapa de riesgo (ver Anexo I).

Corresponde solicitar mapas con:

- División político-administrativa
- Distribución espacial de las viviendas.
- Censos de población y vivienda.
- Estudios sobre estratificación social de la población humana.
- Red de drenajes a cielo abierto.

La obtención de los mapas puede verse dificultada por la inexistencia, la inaccesibilidad y la falta de fiabilidad de muchos de los datos necesarios que, cuando existen, generalmente se encuentran desactualizados. Por ello, se recomienda ratificar los mapas disponibles a través de recorridas del territorio y efectuar las modificaciones pertinentes.

2.3. RECOLECCIÓN DE INFORMACIÓN

Luego de definida el área objeto del diagnóstico se abordará la recolección de información relativa a:

2.3.1. Caracterización e identificación de ambientes presentes en el área objeto de diagnóstico

Objetivo: Determinar los ambientes que componen el área de intervención y establecer sus límites. Incorporar esta información al mapa de base.

El área a diagnosticar estará compuesta por una serie de variables bióticas y abióticas que permitirán determinar los ambientes que la componen (ver Anexo I); en este punto, se deberá identificar la presencia y delimitación de cada uno de ellos. La información será incorporada a los mapas ya elaborados. Se recomienda incluir la ubicación y extensión:

- Basurales.
- Pastizales.
- Comercios e industrias de alimentos.
- Otras fuentes de alimentación de importancia.
- Otros elementos ambientales que por su dinámica o estructura favorezcan la presencia de roedores.

Se buscará una caracterización general del área, que será profundizada por medio de las inspecciones llevadas a cabo en el marco de la posterior recolección de información (*Anexo III*).

2.3.2. Delimitación y caracterización de la población humana que habita el área

Objetivo: Caracterizar las condiciones socioeconómicas, sanitarias y habitacionales de la comunidad abarcada por el área a diagnosticar, ya sea ésta residencial, comercial o industrial. La información relevante a incorporar en un mapa anexo al principal (*Anexo I*) será la densidad de viviendas por la unidad espacial escogida (por ejemplo, manzana).

Procedimiento para la estratificación de la densidad de viviendas

1. Identificar el número máximo de viviendas por cada unidad espacial (Por ejemplo: manzana) dentro del área de evaluación.
2. Definir una escala entre 0 y ese valor máximo obtenido.
3. Crear un segundo mapa complementario en el que sólo estén demarcados los límites del área sujeta a evaluación, que será anexo al mapa de riesgo principal.
4. Volcar en ese mapa la información del siguiente modo:
 - Color verde: unidades espaciales con número de viviendas ubicado en el tercio inferior de la escala.
 - Color amarillo: unidades espaciales con número de viviendas ubicado en el tercio medio de la escala.
 - Color rojo: unidades espaciales con número de viviendas ubicado en el tercio superior de la escala.

Ejemplo:

Si en un área determinada el número máximo de viviendas por manzana es de 60, serán de densidad baja las manzanas entre 0 y 19 viviendas; de densidad media, las de entre 20 y 39 viviendas y de densidad alta, las que contengan 40 o más viviendas.



Imagen 3. La densidad de viviendas por unidad espacial (por ejemplo, manzana) es información sumamente relevante. Se confeccionará un mapa donde el rojo representa el tercio superior de número de viviendas por manzana; el amarillo, el tercio central; y el verde, el tercio inferior.

Otra información

También podrán considerarse otros elementos surgidos de la información aportada por los censos de población y vivienda y los estudios sobre estratificación social de la población obtenidos en el [punto 2.2.2](#).

También se recogerá información sobre:

- Presencia o ausencia de sistema cloacal y pluvial.
- Frecuencia del servicio de recolección de residuos domiciliarios.
- Mantenimiento de espacios públicos.

2.3.3. Caracterización de las poblaciones de roedores

Objetivo: Obtener información sobre las poblaciones de roedores presentes en el área de intervención, basada en cuatro actividades: a) inspecciones, b) encuestas, c) estimación de infestaciones de roedores, y d) recopilación de la información ya existente.

Esta actividad tiene como finalidad la obtención de información sobre las poblaciones de roedores a combatir. En primer lugar se debe saber qué especies están presentes y, en segundo término, cuáles son sus patrones de utilización del espacio.

2.3.3.1. Inspecciones

Objetivo: Registrar valoraciones sobre presencia de roedores o sobre condiciones ambientales que la propicien.

Los procedimientos y los formularios cumplirán con un patrón estándar para que la información obtenida sea válida no sólo para la planificación y evaluación, sino también para permitir su ponderación en función de los resultados registrados en otros programas ([Anexo III](#)).

La inspección incluye la búsqueda en espacios públicos y en un número a determinar de propiedades privadas (entre 5 y 20 % del total, dependiendo de las posibilidades operativas) de:

- Indicios de actividad de roedores en exteriores (principalmente madrigueras y sendas).
- Indicios de actividad de roedores en interiores (principalmente excrementos, daños, manchas de grasa y roeduras).
- Condiciones ambientales que les provean de alimento y refugio.

La identificación de estos indicios es precisada en el [Anexo III](#). Las inspecciones deben ser vistas como una profundización de la caracterización y delimitación de ambientes ([Punto 2.3.1](#)). Los hallazgos serán volcados en el mapa de riesgo principal ([Anexo I](#)).

2.3.3.2. Encuestas

Objetivo: Generar información sobre la percepción de la comunidad que habita el área sobre la problemática de los roedores.

Esta actividad se llevará a cabo en forma conjunta con la inspección, de modo tal que la vivienda seleccionada, recibirá conjuntamente a inspectores y encuestadores.

La información relevante a incorporar será el porcentual de respuestas positivas por unidad estratificada (por ejemplo, manzana), y se hará un segundo mapa complementario diferente del principal y del utilizado para volcar la información de densidad de viviendas.

El proceso de generación de información mediante encuestas se desarrolla en el [Anexo II](#).

2.3.3.3. Estimación de infestaciones de roedores

Objetivo: Obtener estimaciones confiables sobre la abundancia de roedores, e inferir sus patrones de organización espacial.

El nivel de precisión del muestreo está determinado principalmente por el tamaño de la muestra (número de unidades muestrales); a mayor tamaño de muestra, menor variabilidad y por consiguiente mayor precisión (51).

Deberán establecerse estaciones de muestreo representativas de la estructura y actividad antrópica del área, cubriéndose todos los ambientes presentes. Al igual que en los puntos anteriores, el actividad culminará con la incorporación de información al mapa de riesgo. El procedimiento metodológico se encuentra desarrollado en el [Anexo V](#).

2.3.3.4. Recopilación de la información ya existente

Objetivo: Recopilar datos obtenidos por otras fuentes para complementar y contextualizar los datos propios.

Para ello, se buscarán:

- Antecedentes de programas de control de roedores realizados en el área o en áreas de similares características.
- Casuísticas elaboradas por los centros de salud locales sobre las patologías transmisibles por roedores.

2.4. DIAGNÓSTICO DE SITUACIÓN

Objetivo: Analizar la información obtenida buscando explicar las causas y la dinámica de la situación encontrada.

Surgirá del análisis de la información recogida en el [punto 2.3](#). (Caracterización de ambientes, delimitación y caracterización de la población humana que habita el área, caracterización de las poblaciones de roedores, y recopilación de información ya existente). Se buscará explicar las causas y la dinámica de la situación encontrada (52).

Para esto:

- Se interpretará el mapa principal (delimitación de ambientes, variables que favorezcan la presencia de roedores, indicios, valores de captura). [Anexo I](#).
- Se interpretará el mapa complementario con los resultados de las encuestas. [Anexo I y Anexo II](#).
- Se interpretará el mapa complementario con los resultados de la densidad de viviendas por unidad territorial. [Anexo I](#).
- Se buscará información adicional en los cuestionarios de inspecciones y encuestas. [Anexo III y Anexo II](#).
- Se incorporará al análisis la información generada por otras fuentes.

La visión integrada de esta información posibilitará identificar los sectores críticos o de alto riesgo. [Anexo I](#).

2.5. PRONÓSTICO

Objetivo: Predecir, en base al diagnóstico efectuado, la evolución de la situación encontrada en el transcurso del tiempo si no se interviene sobre ella.

Sobre la base de la explicación detallada de la situación se hará un análisis de las perspectivas o pronóstico para estimar la evolución de la situación en el supuesto en que no se modifiquen las condiciones imperantes.

2.6. PRODUCTO FINAL DE LA FASE

La fase preparatoria debe concluir con un informe escrito que contendrá una interpretación acabada de la situación relevada, y el pronóstico de su evolución. La inclusión de gráficos, mapas y fotografías contribuirá a la mejor interpretación de la información consignada.

3. Fase de Planificación

Objetivo: Definir, en base al diagnóstico de situación realizado, los elementos concretos y detallados del programa.

Esta fase persigue las causas críticas que dan origen a los problemas a enfrentar, además de los recursos disponibles para la elaboración de la direccionalidad estratégica que englobará a todas las actividades.

Supone especificar qué se quiere hacer, cómo, dónde, cuándo y con qué medios, qué personas, grupos o instituciones lo van a hacer, dirigir, coordinar y supervisar. La fase de Planificación comprende:

3.1. DEFINICIÓN DEL ÁREA DE INTERVENCIÓN

Objetivo: Definir el área de intervención

PUNTOS CLAVE

- Luego de organizar la información recolectada, identificar el problema y generar un modelo de relaciones causales que lo expliquen, se definirá el área de intervención. Esta surgirá de la conjugación entre todo lo anterior y los recursos con los que se cuenta.
- Como se ha expresado precedentemente ([punto 2.2.1.](#)), este territorio operacional del programa podrá o no coincidir con el área empleada para el diagnóstico situacional.

3.2. DEFINICIÓN DE LOS OBJETIVOS

Objetivo: Definir el Objetivo General y los Objetivos Específicos del Programa.
Preguntas a responder: ¿para qué se realiza?, ¿qué se quiere lograr?

PUNTOS CLAVE

• Objetivo General

Descripción objetiva y concisa de la situación que se desea obtener al final del período de duración del proyecto, enfatizando los cambios que se espera alcanzar expresados en fines claros, precisos y realistas que sean medibles o ponderables en el tiempo.

Ejemplo:

Objetivo general: Disminuir el riesgo sanitario y el daño económico significado por la presencia de roedores sinantrópicos en el asentamiento precario Villa Tranquila (Buenos Aires, Argentina).

• Objetivos específicos

Se derivan del objetivo general y los concretan, señalando el camino que hay que seguir para conseguirlo.

Puede ser más de uno, y para cada uno hay que definir los resultados concretos esperados, los indicadores objetivamente medibles, los procedimientos para su medición, las hipótesis externas y el riesgo que se le asigna.

Ejemplo:

Objetivo general: Disminuir el riesgo sanitario y el daño económico significado por la presencia de roedores sinantrópicos en el asentamiento precario Villa Tranquila (Buenos Aires, Argentina).

Objetivo Específico 1: Disminuir las poblaciones de roedores sinantrópicos mediante la aplicación de un programa de control integrado y sustentable.

3.3. DISEÑO DE LA ESTRATEGIA A SEGUIR

Objetivo: Definir una estrategia, entendida como un conjunto de acciones planificadas de manera tal que contribuyan a lograr el objetivo.

Pregunta a responder: ¿cómo se va a lograr?

PUNTOS CLAVE

- Caracterizado el problema, justificada la intervención y definidos los objetivos, en este punto se delinearán un conjunto de acciones que dará origen a la estrategia a seguir.
- La propuesta surgirá de la información obtenida en la fase preparatoria, de la teoría disponible, de la experiencia de los especialistas, de las evaluaciones llevadas a cabo en proyectos análogos, y del contexto en el que deberán llevarse a cabo las acciones.

3.4. DEFINICIÓN DE RESULTADOS ESPERADOS

Objetivo: Definir los resultados que se pretenden alcanzar con el desarrollo del proyecto.

Pregunta a responder: ¿Qué debe producir el programa para lograr los objetivos y en qué tiempo?

PUNTOS CLAVE

- Los resultados esperados deben expresarse en logros terminados, en términos de cantidad, calidad y tiempo. Son los productos que se deben generar para alcanzar los objetivos.
- Para cada objetivo específico se definen los resultados concretos esperados (uno o más de uno). Definiéndose también el plazo o fecha para la cual se espera haber alcanzado dichos resultados. Debe haber más de un resultado.
- Se deben especificar los resultados esperados en el orden y en el período de tiempo en el cual se pretenden alcanzar.

Ejemplo:

Objetivo Específico 1 Disminuir las poblaciones de roedores sinantrópicos mediante la aplicación de un programa de control integrado y sustentable.

Resultados esperados:

R1. Control directo a través de un ciclo de colocación intra y peridomiciliaria de rodenticidas en la totalidad de las viviendas del área de estudio, de acuerdo a las estrategias definidas (día 90).

*R2. 100 % de las madrigueras de *Rattus norvegicus* relevadas durante el diagnóstico de situación, tratadas con rodenticidas anticoagulantes y obturadas con tierra para verificar su inactividad (día 90).*

R3. Programa transferido a las autoridades locales para su continuación (día 180).

3.5. DEFINICIÓN DE ACTIVIDADES

Objetivo: Determinar las actividades y tareas a realizar para alcanzar los objetivos propuestos.

Preguntas a responder: ¿Qué se debe hacer y cuándo?

PUNTOS CLAVE

- La actividad es el medio de intervención sobre la realidad, mediante la ejecución secuencial e integrada de diversas tareas necesarias para alcanzar los objetivos específicos del programa.
- Las actividades se definen para cada resultado esperado. Serán necesarias varias actividades para alcanzar cada uno de los resultados.
- Para cada actividad se definen los recursos necesarios, sean estos de personal, recursos financieros, o disponibilidad de equipos.

Ejemplo:

Objetivo Específico 1: *Disminuir las poblaciones de roedores sinantrópicos mediante la aplicación de un programa de control integrado y sustentable.*

Resultados esperados

R1. *Control directo a través de un ciclo colocación intra y peridomiciliaria de rodenticidas en la totalidad de las viviendas del área de estudio, de acuerdo a las estrategias definidas (día 90).*

Ejemplos de actividades

- Selección y entrenamiento de personal.
- Difusión entre los vecinos de la actividad a realizar para facilitar el ingreso a las viviendas.
- Compra de rodenticidas, equipo de protección personal (EPP) y otros elementos necesarios.
- Desarrollo de la secuencia de intervención.

3.6. IDENTIFICACIÓN DE LOS RECURSOS HUMANOS NECESARIOS

Objetivo: Definir los recursos necesarios; ya sean de tipo humano, material o técnico.

Pregunta a responder: ¿Quién hace qué? ¿Qué necesita para hacerlo?

PUNTOS CLAVE

- Los recursos deben ser definidos en unidades físicas (cantidad y calificación del personal, kg de rodenticida, cantidad de litros de combustible, etc.) que luego permitan traducirlos a unidades monetarias (costos del programa).

3.7. ESTIMACIÓN DE COSTOS

Objetivo: Calcular los recursos monetarios necesarios para el desarrollo del programa.

PUNTOS CLAVE

- La valoración monetaria de los recursos humanos y materiales da origen al presupuesto del programa.

3.8. DISEÑO DE LA EVALUACIÓN

Objetivo: Diseñar la evaluación la eficacia, efectividad y eficiencia de las acciones del programa.

PUNTOS CLAVE

- El éxito de un programa es la medida de sus resultados e impacto en función de los objetivos perseguidos. [Ver punto 5.](#)
- Centralmente, la evaluación se realizará repitiendo la metodología empleada para el diagnóstico de situación (caracterización de variables presentes en los ambientes, encuestas, inspecciones y muestreos), y respetando cada uno de sus elementos, tanto en términos cuantitativos como cualitativos ([punto 5](#)).

Ejemplo:

Las estaciones de muestreo serán establecidas en los mismos lugares. Las encuestas e inspecciones serán realizadas en las mismas viviendas.

3.9. ESPECIFICACIÓN DE INDICADORES

Objetivo: Definir los indicadores del programa.

PUNTOS CLAVE

El conjunto de indicadores seleccionados debe cumplir con los siguientes objetivos (53):

- Generar información útil para mejorar la toma de decisiones, el proceso de diseño, planificación o evaluación del programa.
- Monitorear el desarrollo del programa.
- Cuantificar los cambios de la situación que se considera problemática.

3.10. PRODUCTO FINAL DE LA FASE

El proceso general presupone dar respuesta a diez preguntas básicas (54):

Preguntas	Componentes
1. ¿Qué se quiere hacer?	Naturaleza del programa
2. ¿Por qué se quiere hacer?	Origen y fundamentación
3. ¿Dónde se quiere hacer?	Definición del área de intervención
4. ¿Para qué se quiere hacer?	Objetivos y resultados esperados
5. ¿Cuánto se quiere hacer?	Metas
6. ¿Cómo se va a hacer?	Actividades y tareas Métodos y técnicas
7. ¿Cuándo se va a hacer?	Calendarización o cronograma (ubicación en el tiempo)
8. ¿A quiénes va dirigido?	Destinatarios o beneficiarios
9. ¿Quiénes lo van a hacer?	Recursos humanos
10. ¿Con qué se va a hacer y se va a financiar?	Recursos materiales Recursos financieros

El producto final la fase de planificación será el programa escrito, que además de recoger todo lo precedente, define la organización interna, identificando claramente los roles, funciones y responsabilidades de cada uno de los participantes.

4. Fase de Ejecución

La ejecución del programa es el final lógico de la planificación sanitaria. Significa el paso a la acción (55). Se deben abordar aquí los diferentes aspectos operativos.

Objetivo: Ejecutar las actividades planificadas.

4.1. PLAN DE OPERACIONES

Objetivo: El Plan de Operaciones resume todos los aspectos técnicos y organizativos que conciernen al Programa.

PUNTOS CLAVE

- El Plan de Operaciones es la interfase entre la Planificación y la Ejecución; es la instancia previa al abordaje territorial propiamente dicho.
- Está dirigido a garantizar el funcionamiento diario de las acciones. Debe contener diferentes tipos de informaciones sobre recursos, cronogramas, actividades y responsabilidades de cada uno.

- La elaboración del Plan de Operaciones estará a cargo de la Coordinación Ejecutiva del Programa y requiere:
 1. Definir una estructura física que sirva como base de operaciones y sea a su vez la cara visible del programa.
 2. Definir la estructura organizacional operativa, capacitarla adecuadamente y especificar con claridad las responsabilidades de cada miembro de la organización.
 3. Contactar a las organizaciones identificadas en cada actividad y asegurar su colaboración.
 4. Ordenar las actividades de manera cronológica.
 5. Identificar las etapas previas a cada actividad (por ejemplo, petición de material, formación de personal).
 6. Establecer una zonificación del área a tratar que permita confeccionar una secuencia operativa en la que se priorice el trabajo sobre los sectores de riesgo establecidos pertinentemente (*Anexo I*).
 7. Confeccionar un cronograma y ruta crítica, precisando fecha de comienzo y finalización de cada actividad.
 8. Definir los recursos materiales, humanos y financieros que serán necesarios para cada una de ellas.
 9. Analizar detalladamente el presupuesto y establecer la dinámica del financiamiento.
 10. Determinar los mecanismos de recolección y procesamiento de la información y elaboración de informes, así como el circuito de canalización de los mismos.
 11. Definir los pormenores de la estrategia comunicacional.
 12. Definir la metodología de inducción de participación comunitaria.
 13. Implementar la medición de los costos reales.
 14. Operacionalizar el monitoreo y evaluación.
 15. Generar una capacidad de respuesta ante los resultados ofrecidos por el punto anterior.

4.2. ELEMENTOS TÉCNICOS

Un programa de control de roedores debe contener cuatro elementos básicos, desarrollados de acuerdo a la estrategia diseñada. Estos son:

- Control directo inicial.
- Control de ectoparásitos.
- Ordenamiento ambiental.
- Control directo complementario.

4.2.1. Control directo inicial

Objetivo: Aplicar selectivamente rodenticida de acuerdo con la estrategia elaborada en base al diagnóstico de situación efectuado.

PUNTOS CLAVE

- El control directo inicial consiste en aplicaciones selectivas de rodenticidas (y de otros métodos). El adjetivo “selectivas” refiere a que los datos disponibles habrán posibilitado la localización de sectores de mayor abundancia (en los que se verá intensificada la acción) y áreas virtualmente libres de roedores, en donde no será necesaria la intervención (*Anexo I*).
- La cantidad e intensidad de los ciclos estará dada por la progresión del consumo de rodenticida por parte de las poblaciones blanco y los contextos de aplicación (56, 57).
- En cada estación de cebado se repondrá rodenticida hasta que cese el consumo.
- Debe realizarse el control directo antes de emprender cualquier tipo de ordenamiento del medio. Dos argumentos sustentan esta afirmación: 1) Cualquier modificación del entorno, previa a un control directo, suscitaría una reubicación y dispersión de roedores que desvirtuaría el diagnóstico de situación hecho con anterioridad y 2) Se produciría, además, un estado de alarma en las colonias que afectaría de modo importante el éxito de las acciones desarrolladas en etapas posteriores (1).
- Los inmuebles tratados serán identificados por medio de un adhesivo con el logotipo del programa que será colocado en la puerta; en ella, el agente consignará la fecha de la intervención y el número de orden interno asignado.
- La aplicación de rodenticidas debe ser realizada por personal adecuadamente capacitado. No se debe entregar rodenticida a la población, tanto por los riesgos de intoxicación accidental que lleva implícitos como por la poca probabilidad de que dicho rodenticida sea colocado acertadamente.

La metodología de aplicación de rodenticidas es desarrollada en el *Anexo IV*.

4.2.2. Control de ectoparásitos

Objetivo: Aplicar insecticidas específicos para el control de ectoparásitos de roedores.

PUNTOS CLAVE

- Las ratas llevan consigo una variada fauna ectoparasitaria (pulgas, piojos, garrapatas y otros artrópodos) que abandona a su hospedador cuando éste muere. (1, 58, 59). Es por ello que surge la necesidad de incluir aspersiones con insecticidas específicos en los puntos críticos del área de trabajo.
- Estas aplicaciones deben ser hechas no antes de transcurridas 24 horas desde de la colocación de rodenticidas. Si en ese momento no hubiera señales evidentes de consumo, se debe esperar a que las haya para realizar la aspersión (señal evidente: consumo en el 50 % de los comederos visitados por roedores).

4.2.3. Ordenamiento ambiental

Objetivo: Modificar las condiciones ambientales que favorecen la presencia de roedores.

PUNTOS CLAVE

- Las prioridades de las acciones de ordenamiento ambiental estarán dadas por la presencia y distribución de variables bióticas y abióticas identificadas durante la fase de preparación.
- En términos conceptuales, disminución de refugios, de fuentes de agua y de alimentos, obturación de vías de ingreso a espacios interiores y correcta estibación de mercaderías son las tareas a seguir de manera obligada.

4.2.4. Control directo complementario

Objetivo: Aplicar rodenticidas en los sectores del área de intervención en que subsista actividad de roedores.

PUNTOS CLAVE

- Luego de ordenado el medio, se iniciará el control directo complementario, consistente en la colocación de rodenticidas anticoagulantes en aquellos sectores en los que se detecte actividad de roedores (58).
- Se sugiere extremar al máximo la atención en las observaciones de indicios y en las tareas de cebado, ya que la no detección de un foco de roedores producirá una rápida reinfestación del área.
- La cantidad e intensidad de los ciclos estará dada por la progresión del consumo y los contextos de aplicación (56, 57).
- En cada estación de cebado se repondrá rodenticida hasta tanto cese el consumo.

4.3. PRODUCTO FINAL DE LA FASE

Finalizadas la fase de ejecución, se elaborará un informe donde se describan las actividades desarrolladas y los recursos insumidos por cada una de ellas.

5. Fase de Evaluación

Objetivo de la Fase de Evaluación:

Conocer la eficacia, efectividad y eficiencia de las acciones del programa e indagar sobre las consecuencias en términos de modificaciones que le son atribuibles en forma directa en relación con los aspectos problemáticos que le dieron origen.

PUNTOS CLAVE

- Para saber si los objetivos que se plantearon fueron alcanzados es necesario realizar una evaluación que permitirá medir los resultados del programa.
- El diseño de la evaluación también debe realizarse durante la planificación del programa (punto 3.8).
- La justificación última de un programa de prevención es su eficacia, efectividad y eficiencia, demostradas en una evaluación de resultados bien hecha.
- Las preguntas a responder son:
 1. ¿Se alcanzaron los objetivos?
 2. ¿Se han obtenido los resultados esperados?
 3. ¿Resultaron suficientes (en cantidad y calidad) las actividades planificadas para lograr los objetivos?
 4. ¿Cómo se usaron los fondos respecto de las expectativas iniciales?

5. ¿Permitieron las provisiones de financiación el correcto desarrollo de las actividades previstas?
6. ¿De qué manera el ambiente externo afectó las actividades internas del programa?
7. ¿Cuáles han sido los efectos del programa?
8. ¿Se han producido efectos inesperados?
9. ¿Se pueden deber los efectos a procesos ajenos al programa?
10. ¿Cómo debe continuarse programa?

- Esta fase es no sólo el análisis del logro de objetivos, sino una evaluación global/final del programa a partir de establecer la relación entre la consecución de resultados y las posibles causas de los mismos, ya que en ocasiones la mera evaluación de la eficacia puede resultar un dato pobre para la toma de decisiones sobre el programa.
- Por lo general, el alcance de una evaluación de programa se autodefine en el documento de programa.
- El propósito primordial de una evaluación es mejorar, continuar o llevar a una escala superior una iniciativa, evaluar la posibilidad de replicarla en otros escenarios o considerar alternativas.

• Definición de Indicadores

Los indicadores de la línea base y de la situación post-intervención deberán ser los mismos. La evaluación se realiza por medio de los mismos indicadores empleados durante la fase de preparación para componer el diagnóstico de situación.

• Definición de medios de verificación de indicadores

Los medios de verificación que se utilizarán para medir los indicadores son los mismos que los empleados durante la fase de preparación (inspecciones, encuestas y muestreos). Los requisitos a cumplir son:

1. Los muestreos se realizarán con la misma cantidad de estaciones de muestreo, en la misma ubicación y con el mismo período de captura. Ninguna otra variable relacionada deberá ser modificada.
2. Será realizado el mismo número de encuestas y, en lo posible, en los mismos inmuebles.
3. Las inspecciones repetirán las áreas públicas y los inmuebles visitados durante la fase de preparación.

• Definición de responsables

Aunque todo el equipo del programa deba participar en las actividades de evaluación, es conveniente que se asigne específicamente a una o dos personas la tarea de recopilar, organizar y reportar datos sobre cada indicador definido, y sobre las conclusiones de la evaluación.

• Temporalidad de la Evaluación

La evaluación debe ser realizada entre los 60 y 90 días de finalizado el control directo complementario.

5.1. CONTINUIDAD DE LAS ACCIONES

La evaluación puede presentar dos resultados divergentes que obligarán a diferentes respuestas:

1. **No se alcanzaron los objetivos y resultados previstos.** Las acciones deben continuar previa reformulación y ajuste del programa para corregir los errores cometidos.
2. **Se alcanzaron los objetivos y resultados previstos.** El Programa ingresará en fase de vigilancia ([punto 6](#)).

5.2. PRODUCTO FINAL DE LA FASE

El producto final de la fase de evaluación será un informe escrito con las conclusiones de la evaluación y las recomendaciones emergentes.

6. Fase de Vigilancia

Objetivo:

Establecer un sistema de alerta temprana (con recolección sistemática y continua de datos), cuyo análisis e interpretación permitan detectar en forma adecuada y oportuna la actividad de roedores, las condiciones relacionadas y actuar en consecuencia de ellas.

PUNTOS CLAVE

- Realizar una exhaustiva vigilancia del medio con la finalidad de detectar de modo temprano cualquier alteración de las variables modificadas durante el transcurso de lo actuado hasta ese momento en el programa.
- Establecer un sistema de estaciones “centinela”. Esta acción se refiere a la colocación de estaciones de cebado en lugares estratégicos, cuyo examen periódico posibilitará el descubrimiento de eventuales reinfestaciones que se manifestarán a través del consumo de cebos.
- Realizar inspecciones orientadas a detectar la reaparición de cualquier indicio de actividad de roedores: madrigueras, excrementos, sendas, huellas, daños, roeduras en alimentos y materiales.
- Conformar un sistema de vigilancia con el 10 % de las trampas empleadas durante las fases preparatoria y de evaluación como complemento del sistema de alerta temprana constituido por las estaciones centinela. Los

animales capturados serán sometidos a las pruebas de laboratorio protocolizadas para la búsqueda de ectoparásitos y patógenos (*Anexo VI*).

- Interactuar con el Sistema de Salud local para que realice una vigilancia activa de patologías transmitidas por roedores e informe sobre cualquier evento inusual.
- Los puntos precedentes vertebrarán un sistema de vigilancia del que también formarán parte estrategias comunicacionales y articulaciones interinstitucionales que permitan un trabajo permanente sobre las variables ambientales que favorecen la presencia de roedores.
- Se confeccionará un informe escrito mensual que contenga las actividades desarrolladas, los resultados obtenidos y la interpretación de la situación.
- Las acciones de control directo serán reiniciadas de modo dirigido en lugares de actividad ante las siguientes circunstancias:
 1. **En áreas sin actividad de roedores.** Cuando se inicie el consumo en cualquiera de las estaciones centinela o se detecten indicios de actividad de roedores.
Acciones a desarrollar: colocación de rodenticida en la unidad ambiental en la que se ha detectado la reinfestación.
 2. **En áreas con infestaciones relictuales o con invasiones periódicas.** Cuando en las estaciones centinela se detecte un incremento de consumo o cuando se detecten indicios de roedores en sectores libres de ellos hasta ese momento.
Acciones a desarrollar: colocación de rodenticida en la unidad ambiental en la que se ha detectado la reinfestación.
 3. **En áreas con o sin infestaciones relictuales.** Cuando se capturen roedores en el sistema de trampas y, en contextos de Peste, se encuentren pulgas vectoras en ellos.
Acciones a desarrollar: Se abandonará el sistema de vigilancia y se reiniciarán las actividades de control intensivo con todos los componentes descritos en el *punto 4.2* de esta sección, previa adecuación del Programa a la situación del momento (actualizar diagnóstico de situación).
 4. **En áreas con o sin infestaciones relictuales.** Cuando se capturen roedores en el sistema de trampas y cualquiera de los hallazgos de laboratorio resulte positivo.
Acciones a desarrollar: Se abandonará el sistema de vigilancia y se reiniciarán las actividades de control intensivo con todos los componentes descritos en el *punto 4.2* de esta sección, previa adecuación del Programa a la situación del momento.
 5. **En áreas con o sin infestaciones relictuales.** Cuando el sistema de salud informe casos positivos.
Acciones a desarrollar: Se abandonará el sistema de vigilancia y se reiniciarán las actividades de control intensivo con todos los componentes descritos en el *punto 4.2* de esta sección, previa adecuación del Programa a la situación del momento (actualizar diagnóstico de situación).

6.1. PRODUCTO FINAL DE LA FASE

La fase de vigilancia sólo puede ser interrumpida cuando la envergadura de la reinfestación adquiera una magnitud suficiente para justificar el reinicio de acciones de control intensiva. El proceso global debe ser visto como un esquema circular de retroalimentación permanente.

7. Competencias

	Autoridades Sanitarias	Planificadores	Coordinación operativa	Operadores de terreno
FASE DE REPARACION				
Identificación del problema	X	X		
Definición del área de diagnóstico	X	X		
Elaboración de mapas de base	X	X		
Caracterización de ambientes		X		X
Caracterización Población humana	X	X		
Encuestas		X		X
Estimación infestaciones roedores		X		X
Inspecciones		X		X
Recopilación información existente	X	X		
Diagnóstico de situación		X		
Pronóstico		X		
FASE DE PLANIFICACIÓN				
Definición del área de intervención		X		
Definición de los objetivos		X		
Diseño de la estrategia a seguir		X		
Definición de resultados esperados		X		
Definición de resultados esperados		X		
Definición de actividades		X		
Identificación de recursos necesarios		X		
Estimación de costos		X		
Estimación de impactos		X		
Especificación de indicadores		X		
Presentación del Programa a autoridades		X		
FASE DE EJECUCIÓN				
Definición Coordinación Operativa	X	X		
Contratación personal	X	X	X	
Compra de insumos y equipos	X	X	X	
Diseño Plan Operativo		X	X	
Ejecución del Programa			X	X
FASE DE EVALUACIÓN				
Evaluación de resultados y procesos	X	X	X	X
FASE DE VIGILANCIA				
Vigilancia del medio			X	X
Estaciones centinela			X	X
Trampeos			X	X
Vigilancia de patologías/roedores	X	X	X	X

Anexos

Anexo I. Protocolo para la realización de mapas de riesgo

1.1. ASPECTOS CONCEPTUALES

El mapa de riesgo es un instrumento que permite representar en forma gráfica la estimación de la presencia y distribución de roedores en el espacio, la susceptibilidad del territorio de verse afectado y la vulnerabilidad de la población humana.

Se consigna aquí el protocolo a seguir para la elaboración de un mapa de riesgo de infestación por roedores en un área definida, emergente de la metodología propuesta:

1.2. PROTOCOLO

1.2.1. Materiales

- Mapas existentes.
- Rotuladores y lápices de diferentes colores.

1.2.2. Procedimiento

Paso 1. Generar mapas base del área de intervención

Se solicitará a las autoridades locales y/o a las instituciones o sectores privados con incumbencia en el área de intervención los mapas existentes, ella permitirá obtener una primera aproximación a la división político-administrativa, la distribución espacial de las viviendas y demás elementos antrópicos, la espacialización de arroyos, red de drenajes a cielo abierto y la red de calles y caminos. Sin embargo, en la mayor parte de los casos la información se halla desactualizada. Por esto, mapa en mano, se recomienda constatar la información obtenida a través de la inspección del terreno para efectuar las modificaciones pertinentes en dicho mapa, de acuerdo a lo observado. Si la escala espacial de trabajo fuera muy pequeña, simplemente se construirá un plano de ella.

Al final del paso 1, se deberá contar con un mapa actualizado del área (se requerirán cuatro copias para el proceso central, aunque se aconseja contar con varias más) sobre el que se irán incorporando la mayor parte de las capas de información generadas durante el proceso.

Paso 2. Delimitar del área de intervención

Se deben determinar claramente las fronteras del área de intervención. Los principales criterios de delimitación estarán basados en elementos ambientales y/o en los derivados de las características socioeconómicas y sanitarias de la comunidad humana que la diferencian de las vecinas. Es recomendable para este fin la utilización de barreras como calles con alta circulación vehicular, arroyos, límites de ambientes, etc. Los límites escogidos serán marcados en el mapa de trabajo con rotulador negro.

Paso 3. Identificar y delimitar los ambientes y unidades ambientales presentes en área de intervención

Se identificarán y delimitarán los ambientes y unidades ambientales que conforman el área de intervención. Los límites de cada ambiente serán incorporados al mapa de trabajo con rotulador, escogiendo un color para cada ambiente (todas las unidades ambientales de un mismo ambiente tendrán el color del ambiente al que pertenecen).

Se identificarán también los ambientes que rodean al área de intervención. Si un ambiente posee más de una unidad ambiental, cada una de éstas será numerada correlativamente.

Ejemplo:

Si el ambiente pastizal contiene tres unidades ambientales, se las denominará: pastizal 1, pastizal 2 y pastizal 3.

Se recomienda además incluir la ubicación y extensión de los principales elementos ambientales que favorezcan la presencia de roedores: basurales, pastizales u otras fuentes de alimentación y agua. También serán destacados los refugios como construcciones en mal estado y sectores industriales y comerciales que por su actividad o estructura signifiquen polos de atracción. Cada elemento será señalado en el mapa de modo que resulte comprensible. Se sugiere utilizar colores que evoquen al elemento que representan, por ejemplo: verde para pastizales, azul para arroyos, marrón para basurales, etc.

Paso 4. Estratificar la densidad de viviendas

La información relevante a incorporar en el mapa será la densidad de viviendas en la unidad espacial escogida (por ejemplo, manzana). Para ello, se establecerá el número máximo de viviendas por cada unidad espacial y se definirá una escala entre 0 y el valor máximo obtenido. El tercio inferior corresponderá a una densidad baja; el tercio central, a una densidad media y el tercio superior, será considerado densidad alta.

Para esta capa de información se empleará un segundo mapa de trabajo que contenga solamente los límites del área de intervención y de las unidades ambientales (respetando los colores originalmente asignados a cada uno de ellos).

Las unidades espaciales de baja densidad de viviendas serán rellenadas con lápiz de color verde. La de densidad media, con lápiz de color amarillo. Y las de densidad alta, con lápiz de color rojo.

Paso 5. Registrar los indicios de presencia de roedores y las condiciones ambientales que la propicien

Esta actividad debe ser vista como una profundización de la información generada en el Paso 3. El insumo para este paso es obtenido de las inspecciones previstas en el marco de la caracterización de las poblaciones de roedores de la fase de preparación.

Para esto, se harán inspecciones en los diferentes sectores del área a fin de registrar valoraciones sobre indicios de presencia de roedores o sobre condiciones ambientales que la propicien. Las inspecciones incluyen la búsqueda en espacios públicos como en un número a establecer en el caso de propiedades privadas, de rastros de roedores (principalmente madrigueras y sendas) y de condiciones ambientales que provean a estos mamíferos de alimento y refugio.

La información será agregada en el mapa principal, escogiendo formas y colores diferentes para cada elemento. Por ejemplo, las madrigueras pueden ser presentadas por un conjunto de pequeños círculos negros, las sendas buscarán reproducir el recorrido real en terreno con líneas de color verde intenso.

Como en todos los pasos del procedimiento, la especificidad de la información relevada será función directa de la escala espacial de trabajo; cuanto menor sea la escala, más detallada será esa información.

Paso 6. Estimar la abundancia de roedores mediante trampeos en cada una de las unidades ambientales definidas en el paso 3

Con el objetivo de proporcionar estimaciones confiables sobre la abundancia de una población de roedores y conocer sus patrones de organización espacial, se establecerán estaciones de muestreo representativas del área, debiéndose colocar al menos una estación de muestreo por unidad ambiental siguiendo la metodología desarrollada en el [Anexo V](#).

En el mapa principal, se señalará cada estación de muestreo con un círculo de color rojo lo suficientemente grande para escribir dentro de él. Una vez obtenidos los valores de éxito de trapeo de cada estación, serán consignados en el interior del círculo correspondiente.

Luego se estratificarán los resultados estableciendo una escala entre el valor mínimo de éxito de captura obtenido (dejando de lado éxito de captura = 0) y el valor máximo de éxito de captura y se definirá una escala entre el valor mínimo y el valor máximo obtenido. El tercio inferior corresponderá a un riesgo bajo; el tercio central, a un riesgo medio y el tercio superior será considerado riesgo alto.

Se asume que el valor obtenido a partir de cada estación de muestro es representativo de la unidad ambiental que representa. Por lo tanto, las unidades ambientales con valores de éxito de trapeo ubicados en el tercio inferior de la escala será pintadas con lápiz de color verde; las ubicadas en el tercio medio, con lápiz de color amarillo; y las agrupadas en el tercio superior, con lápiz de color rojo. Las unidades ambientales con estaciones sin captura de roedores no serán pintadas, y se las considerará como sectores sin presencia de roedores y sin necesidad de intervención.

Paso 7. Indagar acerca de la percepción de la comunidad sobre la presencia de roedores

Para esta capa de información se empleará un tercer mapa de trabajo que contenga solamente los límites del área de intervención y de las unidades ambientales (respetando los colores originalmente asignado a cada uno de ellos). El insumo para este paso será provisto por las encuestas realizadas en el marco de la caracterización de las poblaciones de roedores de la fase de preparación ([Anexo II](#)).

La información a incorporar en el mapa será el porcentual de respuestas positivas en una unidad espacial (por ejemplo, manzana) a la pregunta del cuestionario estandarizado “¿Ve roedores al menos una vez a la semana?”. Para ello, se establecerá el porcentaje máximo de viviendas con respuestas positivas por cada unidad territorial en relación con el total de viviendas encuestas en esa unidad y se definirá una escala general, aplicable a todas las unidades, entre 0 y el valor máximo obtenido. El tercio inferior corresponderá a una estimación de riesgo bajo; el tercio central, a una estimación de riesgo medio y el tercio superior será considerado estimación de riesgo alto.

Las unidades espaciales de riesgo bajo serán pintadas con lápiz de color verde; las de riesgo medio, con lápiz de color amarillo; y las de riesgo alto, con lápiz de color rojo.

Paso 8. Analizar la información de modo integrado e identificar los sectores críticos o de alto riesgo

Se llegará a este paso con tres mapas de trabajo: a) el mapa principal (delimitación de unidades ambientales, elementos ambientales de riesgo, indicios, valores de captura), b) el mapa de densidad de viviendas y c) el mapa de presencia de roedores de acuerdo con la percepción de la comunidad. El análisis simultáneo y comparado de los tres mapas permitirá identificar sectores críticos o de alto riesgo, en los que confluirán varios de los escenarios de riesgo.

Serán considerados sectores de alto riesgo todas las unidades ambientales pintadas en rojo en el mapa y, dentro de ellos, de muy alto riesgo, aquellos que superpongan su color rojo en al menos dos de los tres mapas.

Paso 9. Explicar las causas de la abundancia y de la distribución espacial de roedores

Este paso busca interpretar el significado de la información procesada. Para esto:

- Establecer cuál es el ambiente con valores de éxito de trampeo más altos.
- Reflexionar sobre cuáles son las causas de ello (presencia de variables que faciliten la presencia de roedores, población humana presente en ese ambiente, etc.). Se debe recordar que la abundancia de *Rattus norvegicus*, *Rattus rattus* y *Mus musculus* es función directa de la calidad de los recursos que el ambiente les oferta, provista fundamentalmente por la disponibilidad de alimento, agua y refugio.
- Buscar asociaciones posibles entre la presencia de roedores y las poblaciones humanas.

¿Coincide los valores de éxito de captura con la percepción de la población obtenida a través de las encuestas? ¿Existe relación entre los valores de éxito de captura y los sectores de mayor densidad de viviendas? ¿Hay alguna relación entre los valores de éxito de captura y la situación habitacional/social/económica de la comunidad que habita/frecuenta la unidad ambiental representada por ese valor? ¿Se pueden identificar conductas humanas que favorezcan la presencia de roedores?

- Buscar información complementaria en la información proporcionada por las encuestas e inspecciones. Revisar los cuestionarios originales de encuestas e inspecciones, particularmente los correspondientes a los sectores de alto y muy alto riesgo.
- Interrogarse sobre si hay relaciones directas entre los valores de captura y elementos ambientales de riesgo (arroyos, basurales, actividades comerciales/industriales).
- Examinar las fichas individuales de cada captura para establecer la especie predominante y los nichos de presencia de la especie secundaria.
- Analizar detenidamente la información incluida en las fichas que pueda contribuir a interpretar la situación general.

Es sumamente importante discutir profundamente con los miembros del equipo y los actores institucionales que pudieran agregar valor a la reflexión.

La interpretación generada debe ser utilizada a nivel decisonal para priorizar la intervención de control, siguiendo criterios de interpretación de la dinámica de la utilización del espacio por parte de los roedores, de extensión de los factores de riesgo, gravedad, y vulnerabilidad de la población humana. Esto será determinante para orientar los costos y tiempos de intervención.

El final de este paso es una explicación concluyente de las causas de la situación encontrada. En base a ella, podrá modificarse el mapa de riesgo elaborado en el paso 8. De ser así, este es el momento de construir la versión final.

Paso 10. Pronosticar la evolución de la situación encontrada si no se interviene sobre ella

El producto del paso anterior servirá de insumo para analizar las perspectivas o pronóstico sobre la evolución de la situación y de sus consecuencias, si no se interviene.

Anexo II. Protocolos para la realización de encuestas al poblador

La encuesta tendrá un doble objetivo. Por un lado, identificar conocimientos, actitudes y prácticas, relativos a los roedores, y determinar el grado de participación y aceptación de las acciones de prevención y control por parte de la comunidad. Por otro, recabar información sobre la actividad de roedores en el área. Por tanto, no sólo brindará información diagnóstica, sino también elementos para una posterior toma de decisiones sobre la prevención y control de roedores.

PUNTOS CLAVE

- El comportamiento humano afecta la promoción de la salud, por lo que la información relativa a esto será la base para una posterior toma de decisiones sobre la prevención y control de roedores.
- Quienes viven o trabajan en el área sujeta a control poseen información valiosísima, generada en la observación cotidiana, sobre la presencia de roedores. La obtención y sistematización de esta información será un gran aporte para el diagnóstico pretendido.
- Se intentará llevar a cabo esta actividad en forma conjunta con la inspección, de modo tal que el espacio seleccionado recibirá conjuntamente a inspectores y encuestadores.

2.1. PROTOCOLO PARA LA REALIZACIÓN DE ENCUESTAS (PARA EL PLANIFICADOR)

El proceso de generación de información mediante encuestas comienza por la definición de los objetivos y la creación del grupo responsable, y continúa con:

- **Diseño de la muestra.** Convocar a estadísticos especializados para el diseño y cálculo de la muestra. Con ellos deberán determinar el universo de estudio, los resultados esperados, el margen de error asumido, la confiabilidad de la muestra y los marcos muestrales.
- **Preparación operacional de la recolección de datos.** Determinar los datos a recoger. La técnica utilizada será la entrevista cara a cara, usando una encuesta estructurada. La unidad de muestreo deben ser las personas dentro de una vivienda/comercio/predio, donde una de ellas será seleccionada para ser incluida en la muestra. Por lo tanto, la unidad final del muestreo será se reducirá a una persona.
- **Construcción del formulario de encuesta.** La encuesta debe contar con seis componentes básicos: datos operacionales de la encuesta (encuestador, número de orden, fecha), datos generales, tipo de propiedad y condiciones habitacionales, información sobre presencia de roedores, conocimientos, actitudes y prácticas del encuestado y de su entorno, percepción sobre las acciones de control ejecutadas con anterioridad a la encuesta (se incluye modelo orientativo en la Ficha 1).
- **Designación y capacitación de los encuestadores.** Designar a los encuestadores y capacitarlos sobre el uso del instrumento. Realizar un ensayo de la entrevista, haciendo hincapié en la forma correcta de llenado de las preguntas, en la presentación del equipo y los objetivos del estudio, así como recomendaciones de cortesía al contactar a las personas.
- **Recolección de datos.** Supervisar aleatoriamente la recolección de datos acompañando a los encuestadores. Al final de cada jornada, en el momento de recoger los formularios, realizar reuniones grupales al final de cada jornada para ajustar las pautas de trabajo.
- **Tratamiento, análisis e interpretación de datos.** Reagrupar los datos bajo la forma de tablas utilizando métodos estadísticos que permitan establecer interrelaciones entre las variables. A partir de estos elementos se hace la interpretación de los datos.
- **Obtención de conclusiones.** Obtener conclusiones a partir de la interpretación de los resultados.

La información relevante a incorporar en el mapa será el porcentaje de viviendas positivas por la unidad territorial escogida (por ejemplo, manzana) en relación al total de viviendas encuestadas para esa unidad para la pregunta "¿ve roedores al menos una vez a la semana?". Para ello, se establecerá el porcentaje máximo de viviendas con respuestas positivas por cada unidad territorial y se definirá una escala aplicable a todas las unidades territoriales entre 0 y el valor máximo obtenido. El tercio inferior corresponderá a una estimación de riesgo bajo (graficada en color verde); el tercio central, a una estimación de riesgo medio (color amarillo) y el tercio superior será considerado estimación de riesgo alto (color rojo).

Ejemplo:

Si el valor máximo de viviendas con respuesta positiva por manzana es del 30 %, serán de riesgo bajo las manzanas entre 0 y 9 % de viviendas positivas; de riesgo medio, las de entre 10 y 19 % de viviendas positivas y de riesgo alto, las que contengan 20 % o más de viviendas con respuesta positiva. Se creará un mapa que contenga sólo esta capa de información, anexo al mapa principal.

Ficha 1. Modelo de encuesta al poblador

Modelo de cuestionario estandarizado

Encuesta domiciliaria

Encuestador		N° de orden	
Nombre del propietario		Fecha	
Calle		Cédula	
Vivienda N°		Manzana	
		Barrio	

Tipo de propiedad

Casa	Departamento	Comercio	Industria
------	--------------	----------	-----------

Número de personas que viven en ella

Condiciones habitacionales

Techo	zinc/chapa		Pared	bloque	
	vegetal/palma			madera	
	madera			chapa	
	barro/adobe			barro	
				ladrillo	
Piso	Tierra		Tiene la casa	Luz eléctrica	
	Madera			Letrina	
	Cemento			agua potable	
	Mosaico/parquet			barro	
				recogida de residuos	

¿Considera a los roedores como un problema para su salud y la de su familia? Si No

¿Ve ratas al menos una vez a la semana? Si No

¿Dónde? Fuera de casa Dentro de casa Suelo Techos

¿Conoce alguna medida para el control de ratas? Si No

¿Cuál?

¿Recuerda alguna campaña de control de ratas? Si No

¿En que consistía?

¿Dónde arroja habitualmente la basura?

Ubicación GPS

Análisis del entorno

2.2. PROTOCOLO PARA LA REALIZACIÓN DE ENCUESTAS (PARA EL ENCUESTADOR)

2.2.1. Materiales

- _ Mapa del área a encuestar.
- _ Instrucciones escritas con las viviendas seleccionadas previamente o, en su defecto, los criterios de selección para hacerlo (por ejemplo: encuestar una de cada cinco viviendas iniciando la manzana por la esquina sudeste).
- _ Cuestionarios estandarizados de encuestas.
- _ Tablillas para sostener cuestionarios.
- _ Lápices de colores.
- _ Lapiceras.
- _ Goma de borrar.

2.2.2. Procedimiento

1. Presentarse aseado, con el uniforme asignado y la credencial en lugar visible.
2. Golpear la puerta.
3. Saludar, presentarse y preguntar amablemente si desea contestar una encuesta: "Buenos días-Buenas tardes. Somos de... Estamos realizando una encuesta sobre roedores. Su objetivo es obtener información para orientar acciones destinadas al control. ¿Podría colaborar con nosotros respondiéndola?"
4. En el caso en que la entrevista coincida con la inspección, se deberá hacer una presentación conjunta del equipo. Primero se realizará la entrevista y luego se invitará a la persona a mostrar la propiedad.
5. Preguntar de forma clara. Repetir las preguntas cuantas veces sea necesario.
6. Escribir las respuestas de forma clara.
7. Escuchar con atención y facilitar que el entrevistado sepa que está siendo escuchado.
8. Establecer una relación personal y un clima de interés mutuo. Empatizar, ponerse en el lugar del otro. Habitualmente, el entrevistado aprovecha la ocasión para expresar su disconformidad sobre diferentes aspectos de su relación con las autoridades (deficiente recolección de residuos, calles en mal estado, etc.). No cortar. No interrumpir aprovechando las pausas. Simplemente decir que se comprende su reclamo pero que lamentablemente nuestra función no está relacionada con los problemas que el entrevistado expone.
9. No anticipar, no suponer lo que el otro va a decir con gestos.
10. Mantener el control de la entrevista.
11. Una vez que se haya finalizado con el cuestionario, sostener la conversación unos minutos más buscando una despedida cordial y amable.
12. Ya dejada la propiedad, es importante que escriba sus impresiones en "análisis del entorno". Nada mejor que el mismo lugar para hacerlo.

Anexo III. Protocolo para la realización de inspecciones

Las inspecciones involucran acciones de diagnóstico dirigidas a identificar, evaluar y registrar información mediante observación directa evidencias de presencia de roedores o factores ambientales de riesgo.

PUNTOS CLAVE

- Los procedimientos y los formularios a emplear cumplirán con un patrón estándar con el propósito de que la información obtenida sea de valor no sólo para la planificación y evaluación, sino también para permitir su ponderación en función de los resultados registrados en otros programas.
- La inspección incluye la búsqueda, en un número determinado de espacios públicos y privados, de rastros de roedores (principalmente madrigueras y sendas) y de condiciones ambientales que provean a estos mamíferos de alimento y refugio. El propósito de esta actividad será obtener una información más acabada de los ambientes que integran el área a diagnosticar.
- Conceptualmente, esta actividad debe ser considerada como una profundización de la información generada al identificar y delimitar los ambientes y unidades ambientales presentes en área de intervención.
- Las inspecciones serán realizadas por grupos de dos personas. Una de ellas estará a cargo de la observación mientras que la otra, además de colaborar con la primera, volcará los datos en una planilla de registro.

3.1. ELEMENTOS METODOLÓGICOS

- **Inspección de espacios públicos.** Se recorrerá la totalidad del área registrando madrigueras y sendas, basurales a cielo abierto, pastizales, zanjas y otras situaciones de riesgo (comercios y depósitos de alimentos, etc.). Todos los hallazgos serán volcados en el mapa de trabajo.

- **Inspección de espacios privados.** La inspección general en espacios públicos será complementada por la inspección al azar de un número de propiedades privadas (viviendas, comercios, industrias) a determinar en cada caso (entre el 5 y el 20 % del total). Salvo situaciones excepcionales, no será necesaria la revisión exhaustiva de la propiedad; la evaluación de los principales elementos significativos será suficiente para brindar una aproximación del grado del problema. La intención de una inspección es proporcionar una visión general de la situación. Sólo a modo referencial, en caso de tratarse de un área de viviendas, un equipo de trabajo estará en condiciones de efectuar 40-50 visitas a inmuebles en una jornada de 8 horas.

3.2. PASOS REQUERIDOS PARA LA INSPECCIÓN

- **Preparación.** Planificación de las operaciones. Se deberá confeccionar las planillas de registro, capacitar al personal y proveerlo de uniforme y credenciales de identificación. Además, se deberán obtener los permisos necesarios para realizar la actividad.
- **Diseño de la muestra.** El número de propiedades a inspeccionar variará de acuerdo al número total de unidades comprendidas en el área de diagnóstico y será definido de acuerdo con la diversidad de ambientes y las capacidades operativas. Se deberá considerar que el objeto primario de la actividad es la obtención de información más detallada sobre cada ambiente y que, por tanto, el delineamiento de las inspecciones deberá asegurar datos suficientes para ello, tanto en cantidad como en calidad. Los resultados serán volcados al mapa general del área.
- **Notificación.** A través de distintos medios se informará a la población humana involucrada sobre la realización de las visitas, enfatizando sobre la necesidad de contar con su colaboración.
- **Inspección en terreno.** Evaluación del área y registro de los datos. La secuencia y flujos de las inspecciones se habrán estandarizado previamente.

3.3. PROTOCOLO PARA LA REALIZACIÓN DE INSPECCIONES (OPERADORES DE CAMPO)

3.3.1. Materiales

- Mapa del área a inspeccionar.
- Instrucciones escritas con las viviendas seleccionadas previamente o en su defecto, los criterios de selección para hacerlo (por ejemplo: encuestar de una cada cinco viviendas iniciando la manzana por la esquina sudeste).
- Formularios estandarizados de inspecciones domiciliarias.
- Tablillas para sostener cuestionarios.
- Lapiceras.
- Lápices de colores.
- Goma de borrar.
- Linterna.
- Credencial de identificación.

3.3.2. Procedimiento

3.3.2.1. Procedimiento para inspecciones domiciliarias

1. Presentarse aseado, con el uniforme asignado y la credencial en lugar visible.
2. Golpear la puerta.
3. Saludar, presentarse y preguntar amablemente si desea contestar una encuesta: "Buenos días-Buenas tardes. Somos de... Estamos realizando una evaluación de la presencia de roedores para obtener información y orientar acciones destinadas al control. Nos gustaría mirar el exterior de su vivienda. ¿Nos permitiría usted hacerlo?"
4. En el caso en que la inspección coincida con la encuesta, se deberá hacer una presentación conjunta del equipo. Primero se realizará la entrevista y luego se invitará a la persona a mostrar la propiedad.
5. Durante la recorrida, saludar amablemente a cada una de las personas que se encuentre.
6. Realizar una observación visual de la totalidad del exterior de la vivienda, prestando especial interés a los sectores que por alguna razón puedan generar sospecha de problemas.
7. Si la inspección fuese posterior a la encuesta, y no ha surgido de ella, preguntar a la persona que nos recibe si ha visto roedores en algún sector de la casa. Si la respuesta es afirmativa, inspeccionar ese sector en profundidad.
8. Evitar mover objetos. Si surgiera la necesidad de hacerlo, se debe solicitar permiso y luego colocarlo en el mismo lugar en que se lo encontró.
9. Si existieran evidencias de infestación importante, solicitar autorización para ingresar al interior de la vivienda.
10. En el interior de la vivienda, con la ayuda de una linterna, revisar las esquinas en búsqueda de excrementos, y los perímetros inmediatamente cercanos a las paredes en búsqueda de huellas.
11. Preguntar al propietario sobre la presencia de roedores en interiores. Su respuesta servirá como orientación para profundizar la búsqueda o interrumpirla.
12. Completar el formulario de forma clara a medida que se encuentre la información requerida.
13. Una vez que se haya finalizado con el cuestionario, sostener la conversación unos minutos más buscando una despedida cortés y amable.
14. Ya dejada la propiedad, revisar toda la información requerida en el formulario antes de pasar a la siguiente.

3.3.2.2. Procedimiento para inspecciones en áreas públicas

01. Presentarse aseado, con el uniforme asignado y la credencial en lugar visible.
02. Planificar previamente el recorrido a realizar.
03. Examinar las áreas públicas buscando evidencias de presencia de roedores o factores ambientales de riesgo. Entre las primeras, la búsqueda estará orientada a madrigueras y sendas. Entre las segundas, se buscará pastizales, basurales, arroyos y drenajes a cielo abierto, propiedades que procesen o comercialicen alimentos (no inspeccionarlas; sólo señalarlas en el mapa), o cualquier otra variable ambiental favorecedora para la presencia de roedores.
04. Preguntar a las personas; a veces brindan información valiosa.
05. Señalar cada uno de los elementos encontrados en el mapa de trabajo de modo comprensible. En el caso de los factores ambientales de riesgo, se sugiere utilizar colores que evoquen al elemento que representan; por ejemplo: verde para pastizales, azul para arroyos, marrón para basurales etc.
06. En lo que respecta a indicios de roedores, el consejo es escoger formas y colores diferentes para cada elemento. Por ejemplo, las madrigueras pueden ser presentadas por un conjunto de pequeños círculos negro, las sendas buscarán reproducir el recorrido real en terreno con líneas de color verde intenso.
07. Corregir en el mapa cualquier error que este pudiera tener con respecto al terreno, y que no hubiera sido advertido durante la generación de los mapas base.
08. Informar al superior inmediato cualquier información que se considere de interés.

Tan sólo a modo orientativo se incluye un modelo de planilla de registro (Ficha 2), haciendo la salvedad de que podrá ser adaptada a las particularidades del área de trabajo.

Barrio

No de orden

Inspector

Fecha

[illegible]

3.4 DETECCIÓN DE INDICIOS DE PRESENCIA DE ROEDORES

Todos los animales dejan evidencias de su presencia y actividades en el medio en el que se desenvuelven. Estas señales indican que una determinada especie ha estado en ese sitio, aunque físicamente no esté presente en el momento de la observación. Estos datos indirectos son llamados indicios, signos, evidencias o rastros.

Es frecuente que en la estimación de una población animal se utilice un signo o evidencia de su presencia. La forma en que estos métodos son empleados es altamente variable. En el extremo más sencillo, los signos se usan simplemente como un indicador de presencia o ausencia en un área dada. En el punto opuesto, se han hecho intentos de calibrar el indicador para asociarlo con el número real de individuos. Sin embargo, lo más frecuente es que estos métodos se utilicen con una finalidad intermedia: como indicadores de una tendencia.

La detección de indicios posee dos importantes fuentes de incertidumbre:

- 1) Hay una gran variabilidad entre la información obtenida y la abundancia real (la tasa de producción de indicios varía en un mismo individuo o entre individuos).
- 2) Los datos recogidos están supeditados a la destreza o dedicación del operador.

A pesar de estas limitaciones, la tasa de producción de signos y su probabilidad de detección son elementos sumamente útiles para llevar adelante una aproximación confiable sobre la presencia o ausencia de *Rattus* spp. Para facilitar las inspecciones, a continuación se mencionan los siete signos principales dejados por las ratas en su entorno y se realizan algunas consideraciones para su correcta ponderación.

3.4.1. Huellas

Rattus norvegicus* y *Rattus rattus

Las huellas son fáciles de visualizar sobre suelos poco consistentes o polvorientos. Es posible diferenciar dos tipos de pisadas: las dejadas por las patas traseras, de entre dos y tres cm de longitud, con aspecto alargado y cinco dedos, y las producidas por las patas delanteras, con cuatro dedos y un tamaño de aproximadamente un cm.

En ocasiones, los hábitos grupales de *Rattus* spp. y los permanentes movimientos dentro de sus espacios vitales hacen que las huellas aparezcan como un conjunto de marcas de difícil individualización. Es recomendable ante esas circunstancias, centrar la atención en la búsqueda de las impresiones producidas por los dedos, por ser las más características.

Cuando se mueven lentamente, las ratas también arrastran su cola. En sustratos blandos, esto se refleja como pequeños surcos de varios centímetros de largo que forman parte de este conjunto de signos.

Además de la inspección minuciosa (en la que es muy útil una fuente de luz colocada a ras del suelo) es recomendable la búsqueda activa de huellas mediante la colocación de capas delgadas (de no más de 2 mm de espesor) de polvos neutros, como talcos no perfumados o tizas, en los sectores más críticos para el tránsito de roedores (esquinas interiores y otros espacios adyacentes a estructuras verticales). Tanto la parte anterior de los dedos como las plantas de patas y las improntas de la cola quedarán marcadas en dichos materiales, que deberán tener una superficie de al menos 50 x 30 cm. La harina también ofrece buenos resultados, sin embargo no debe ser empleada en aquellas situaciones en las que su carácter de alimento adicional para algunos insectos tenga relevancia.

Mus musculus

Por el poco peso de su cuerpo, las huellas no suelen quedar marcadas, ni siquiera en los medios óptimos. Cuando lo hace es de forma difusa, enmarañada y poco clara. La huella del pie posterior (1,5 cm), es mayor que la del anterior (0,95 cm).



Imagen 4. Los roedores son plantígrados; es decir, caminan apoyando las plantas de las patas. Esto se observa nítidamente en suelos poco consistentes como el que muestra la fotografía.



Imagen 5. Cuando se mueven lentamente, *Rattus norvegicus* arrastra su cola. En sustratos blandos, esto provoca surcos de varios centímetros de largo que forman parte del conjunto de rastros dejados (cortesía de Mario López).



Imagen 6. Huellas de pata delantera y trasera de *Rattus norvegicus* (izquierda), *Rattus rattus* (centro) y *Mus musculus* (derecha). Tomado de Uso de TICS en identificación taxonómica. Universitat de Valencia, 2011.

Longitud de las huellas de roedores sinantrópicos (en mm)		
	Pata delantera	Pata trasera
<i>Rattus norvegicus</i>	18	30
<i>Rattus rattus</i>	15	21
<i>Mus musculus</i>	9,5	15

3.4.2. Roeduras

Rattus norvegicus y *Rattus rattus*

Los materiales roídos conforman un amplio espectro que va desde maderas, metales y cables hasta todo tipo de embalajes. En lo que hace a estos últimos, los agujeros provocados en cajas de cartón tienen al menos 5 cm de diámetro y sus bordes, ásperos.

En condiciones naturales, las ratas roen preferentemente estacas, postes y troncos. En estos casos, el aspecto de las roeduras proporciona información sobre el tiempo transcurrido desde que el daño fue provocado; la acción de los incisivos conservará la tonalidad blanquecina por aproximadamente una semana.



Imagen 7. *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus* roen diferentes elementos de su entorno. Para ello, comúnmente proyectan su mandíbula inferior hacia adelante y, mientras los incisivos superiores sujetan el objeto, los inferiores actúan sobre él con movimientos rápidos y potentes. En condiciones naturales, tienen predilección por roer diferentes estructuras de madera. En estos casos, el aspecto de las roeduras proporciona información sobre el tiempo transcurrido desde que el daño fue provocado; la acción de los incisivos conservará la tonalidad blanquecina por aproximadamente una semana.



Imagen 8. El mecanismo de acción de los incisivos también queda reflejado en el consumo de alimentos.

Mus musculus

Típicamente, *Mus musculus* realiza agujeros de 1,5 cm de diámetro. El ancho de la roedura es de 3 mm. Las marcas de los incisivos se pueden encontrar a lo largo de los caminos y particularmente en las esquinas.

3.4.3. Madrigueras

Rattus norvegicus* y *Rattus rattus

Las madrigueras pueden ser adaptadas a una extensa variedad de sitios, tanto en el medio natural como en el antrópico. En el caso de *Rattus norvegicus*, la excavación de un refugio subterráneo es la característica más saliente de su patrón de nidificación. Esto hace que la búsqueda de cuevas constituya una práctica recomendable para la detección de la presencia de la especie.

Las entradas suelen localizarse junto a paredes o a otro tipo de construcciones, así como también en contacto con elementos naturales como piedras, troncos o herbáceas de pequeño tamaño. Su diámetro es de aproximadamente 8 cm. Cuando el nido está activo, su boca aparece limpia de vegetación, con la tierra compactada y lisa. Si el aspecto generara alguna duda al observador, un modo simple de verificar su actividad es obstruir firmemente la entrada con un trozo de papel. Si la madriguera se encuentra habitada, éste habrá sido removido luego de la primera noche.

La localización de los refugios de *Rattus rattus* resulta considerablemente más difícil, por lo que su búsqueda activa no es redituable. En medios naturales, la especie nidifica en estratos de vegetación alejados del nivel del terreno (por ejemplo, copas de árboles). En ambientes urbanizados, nidifica típicamente en entretechos, azoteas, altillos o cualquier otro refugio encontrado en la parte superior de las construcciones. En todos los casos, los hallazgos de estos nidos son meramente casuales.



Imagen 9. La excavación de un refugio subterráneo es la característica más saliente de su patrón de nidificación de *Rattus norvegicus*. Cuando la madriguera se encuentra habitada, su entrada principal, de un diámetro aproximado de 8 cm, se muestra libre de vegetación y con la tierra compactada (cortesía Mirko Baraga).



Imagen 10. La localización de las entradas de las madrigueras de *Rattus norvegicus*, junto a paredes o a otro tipo de construcciones, es un hecho recurrente en los escenarios cotidianos. La búsqueda de cuevas en estos espacios es recomendable para la detección de la presencia de la especie.

Mus musculus

Los ratones suelen construir sus nidos con los materiales blandos que proporciona un ambiente oscuro y protector en el que se refugian. Estos nidos suelen caracterizarse por aberturas o túneles que están libres de polvo y telarañas.

Cuantificaciones sobre las madrigueras de *Mus musculus* en entornos naturales están generalmente ausentes de la literatura publicada. Esto podría, en parte, estar relacionado con el hecho de que los ratones caseros han sido comensales de los seres humanos desde el Pleistoceno (60), alimentando así la creencia de que las poblaciones no pueden persistir en ausencia de las viviendas humanas (61, 62). Sin embargo, debido a que *Mus musculus* se originó en las praderas de Asia, es que no son comensales obligatoriamente y por lo tanto conservan su capacidad de cavar y construir madrigueras. Se han documentado sistemas de madrigueras de 10 a 835 cm de longitud con 1 a 7 entradas y 1 a 8 segmentos.

3.4.4. Sendas

Rattus norvegicus* y *Rattus rattus

Los patrones de comportamiento de *Rattus norvegicus* y *Rattus rattus* determinan que los desplazamientos diarios de los individuos se lleven a cabo repitiendo los mismos trayectos. En el caso de *Rattus norvegicus*, la consecuencia visible de este tránsito cotidiano es la formación de caminos o sendas de 5 a 8 cm de ancho, generalmente libres de vegetación y suciedad que, por lo común, unen a las madrigueras con las fuentes de alimentación. En colonias establecidas, este signo es fácilmente apreciable en áreas con coberturas vegetales abundantes o sobre suelos blandos.

Las sendas son de suma importancia para componer la actividad general dentro del área de trabajo, puesto que indican las ubicaciones de fuentes de alimentación, madrigueras y lugares de tránsito; todas ellas son precisiones valiosas en la planificación del control.

En interiores, la conducta tigmotáctica induce a los animales a moverse principalmente en contacto con las superficies verticales de los perímetros. En estas circunstancias, la limpieza es el principal indicador de la presencia de una senda (papeles, plásticos, ramas, hojas y otros objetos son removidos por las ratas cuando los encuentran en sus caminos habituales). La detección de huellas y excrementos es útil para corroborar la observación.

Las sendas de *Rattus rattus* son más difíciles de identificar; la especie utiliza para sus desplazamientos cañerías, cables, vigas, cornisas y otras estructuras lineales alejadas del suelo. Generalmente, las manchas de grasa ([ver 3.4.6.](#)) son la mejor evidencia de los trayectos seguidos por esta rata.



Imagen 11. En interiores, la conducta tigmotáctica induce a los animales a moverse principalmente en contacto con las superficies verticales de los perímetros. En estas circunstancias, la limpieza es el principal indicador de la presencia de una senda (papeles, plásticos, ramas, hojas y otros objetos son removidos por las ratas cuando los encuentran en sus caminos habituales). En la fotografía, una senda interior de *Rattus norvegicus* (cortesía Mirko Baraga).



Imagen 12. Las sendas son de suma importancia para componer la actividad general dentro del área de trabajo, puesto que indican las ubicaciones de recursos, madrigueras y lugares de tránsito; todas ellas, precisiones valiosas en la planificación del control. En la imagen, una senda de *Rattus norvegicus* une una madriguera y una fuente de alimentación.

Mus musculus

Los hábitos menos gregarios de *Mus musculus* hacen que las sendas sean un indicio débil. En condiciones silvestres pueden encontrarse sendas de 2,5 a 5 cm de ancho que generalmente conectan madrigueras (63).

3.4.5. Excrementos

Rattus norvegicus* y *Rattus rattus

Los excrementos son los signos más comúnmente encontrados. Las dos especies defecan tanto al desplazarse como al alimentarse, por lo que es habitual hallar heces en los trayectos que recorren y en las fuentes de alimentación.

Rattus norvegicus produce por día entre 40 y 50 unidades fecales con extremos romos, de 2 cm de longitud y 0,7 de diámetro en animales adultos. *Rattus rattus*, por su parte, genera excrementos de 1,5 cm de longitud y de extremos aguzados. En consecuencia, la observación detenida de las heces puede llevar también a la identificación de la especie presente.

La abundancia de excrementos inferiores a las longitudes mencionadas podría indicar la proximidad de la madriguera, puesto que ellos serían producidos por animales juveniles que no suelen alejarse demasiado del nido materno (58).

Aunque pueden variar con la dieta, los excrementos recientes son de color negro brillante y muestran considerable adherencia y elasticidad durante la manipulación. Por el contrario, los antiguos aparecen opacos y duros, y se deshacen con facilidad al ser presionados con los dedos.

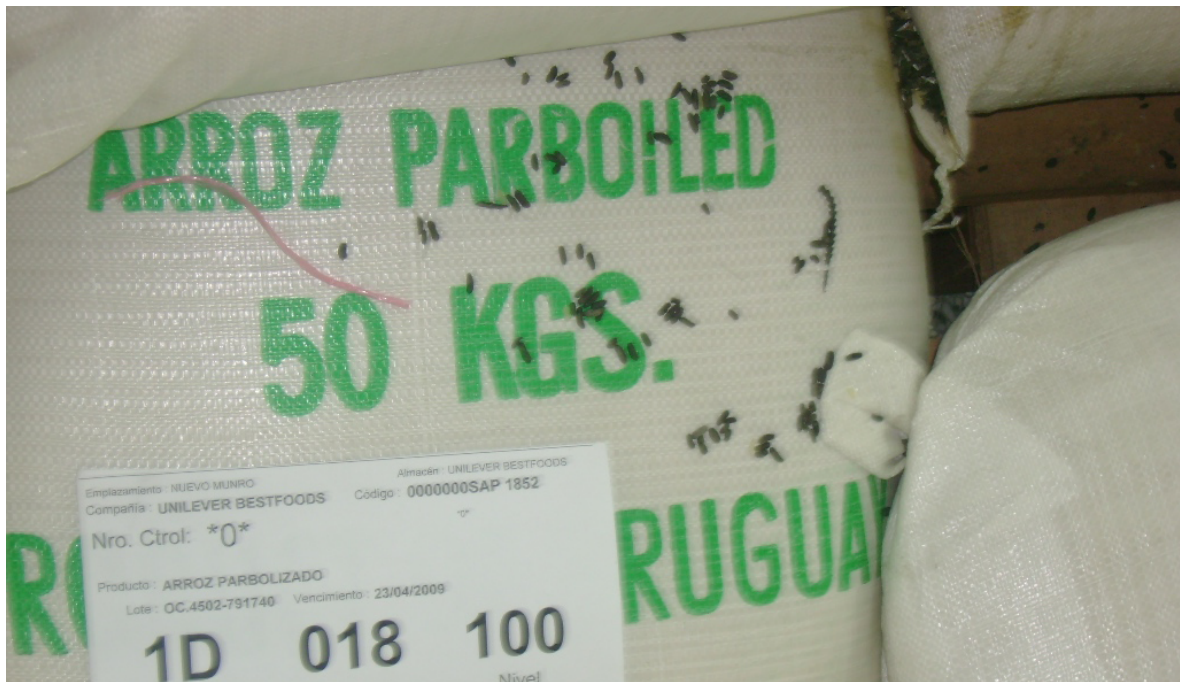


Imagen 13. Los excrementos son los signos más comúnmente encontrados. Las tres especies defecan tanto al desplazarse como al alimentarse, por lo que es habitual hallar heces en los trayectos que recorren y en las fuentes de alimentación, como es el caso de la imagen (cortesía Oscar Marín).



Imagen 14. La búsqueda de excrementos debe concentrarse en las presupuestas áreas basales de actividad: sendas, fuentes de alimentación y espacios lineales perimetrales (particularmente en las esquinas).

En algunas ocasiones, esta apariencia es modificada por el ambiente; en silos, molinos harineros y panaderías las heces recogerán el polvo de harina y se verán secas, frágiles y blanquecinas, a pesar de haber sido depositadas pocas horas antes.

Un método sencillo para determinar el grado de actualidad que posee la infestación encontrada consiste en retirar los excrementos hallados y observar si se producen nuevas deposiciones en los días subsiguientes.

La búsqueda de excrementos debe concentrarse en las presupuestas áreas basales de actividad: fuentes de alimentación y espacios lineales perimetrales (particularmente en las esquinas).

Mus musculus

A menudo los excrementos se concentran en lugares preferidos por los ratones, tales como las esquinas de los locales a lo largo de las paredes y en las estanterías, así como en los huecos que quedan entre los artículos almacenados.

Son alargados y cilíndricos alargados y cilíndricos, con al menos uno de sus extremos aguzado, de 3 a 6 mm de longitud y 1 a 2,5 mm de diámetro, de color negruzco o pardo, dependiendo del alimento consumido. Son blandos y brillantes inmediatamente después de la evacuación, pero al cabo de un día o dos se endurecen y se vuelven opacos.



Imagen 15. *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus* y *Mus musculus* defecan en diferentes puntos de su área de acción. Esta conducta forma parte del complejo sistema de comunicación química desarrollado por los roedores (cortesía Mario López).



Imagen 16. Excrementos de *Rattus norvegicus* (izquierda), *Rattus rattus* (centro), y *Mus musculus* (derecha). Adaptado de Uso de TICS en identificación taxonómica. Universitat de Valencia, 2011.

3.4.6. Manchas de grasa

Rattus norvegicus* y *Rattus rattus

Los recorridos en forma reiterada a lo largo de vigas, paredes o cañerías determinan la aparición de manchas de grasa que son producto del contacto del cuerpo del animal con una superficie. Son de aspecto negruzco y se hacen más

evidentes en los puntos donde el individuo debe pivotar alrededor de un obstáculo, produciendo marcas semicirculares particularmente intensas.

Rattus norvegicus y *Rattus rattus* suelen dejar manchas de grasa de características similares. Sin embargo, las de esta última son de trayecto vertical o se encuentran en lugares elevados, mientras que las de la primera, se hallan a nivel del suelo, en forma horizontal.

Mus musculus

Las manchas de grasa producidas por *Mus musculus* no exceden los 2-3 cm de ancho, y se encuentran principalmente en los zócalos de las paredes de recintos interiores y alrededor de los agujeros que sirven como ingreso a su nido.



Imagen 17. Los recorridos de *Rattus rattus* en forma reiterada a lo largo de vigas, paredes o cañerías determinan la aparición de manchas de grasa que son producto del contacto del cuerpo del animal con una superficie. Son de aspecto negruzco y se hacen más evidentes en los puntos donde el individuo debe pivotar alrededor de un obstáculo, produciendo marcas semicirculares particularmente intensas, como se aprecia en la fotografía.



Imagen 18. En ocasiones, los nidos de *Rattus rattus* establecidos en altura muestran manchas de grasa como producto del roce producido por el ingreso y egreso de los animales. La situación, documentada en la imagen, constituye un apreciable elemento diagnóstico.

Anexo IV. Aplicación de rodenticidas anticoagulantes

4.1. ELEMENTOS CONCEPTUALES

Entre los agentes químicos diseñados para provocar la muerte de roedores, los rodenticidas anticoagulantes son los empleados casi con exclusividad en la actualidad. Gracias a su carácter de antagonistas específicos de la vitamina K, su mecanismo de acción se basa en la disminución de la síntesis hepática de sustancias que intervienen en el proceso de coagulación.

Los rodenticidas anticoagulantes son compuestos que actúan sobre la dinámica del tejido sanguíneo del roedor, impidiendo su normal coagulación y generalmente provocando la muerte del animal por shock hemorrágico entre las 48 y 96 horas posteriores a la ingesta de una dosis letal.

4.2. MECANISMO DE ACCIÓN

El mecanismo de acción de los rodenticidas anticoagulantes consiste en una inhibición de las enzimas vitamina K 2,3 epóxido reductasa y la vitamina K reductasa que catalizan el paso de la vitamina K a una forma reducida. La vitamina K se requiere para la activación de determinados factores de coagulación (II, VII, IX y X) y para el normal desarrollo de la cascada coagulatoria.

Los rodenticidas anticoagulantes no tienen una actividad anticoagulante per se, porque no afectan los factores de la coagulación ya sintetizados, ni los circulantes; sino que los efectos anticoagulantes sólo aparecerán cuando se alcance un descenso suficiente de los niveles de dichos factores, esto dependerá de la tasa individual de degradación de cada factor. Por ello, al menos han de transcurrir 72 horas entre la ingesta del rodenticida y la aparición de una expresión tóxica.

4.3. CLASIFICACIÓN

En base a su núcleo químico básico, los anticoagulantes son divididos en dos grandes grupos (83):

- a) **Derivados de la cumarina:** Como se ha indicado antes, actúan inhibiendo la síntesis de los factores II, VII, IX y X, interfiriendo con la gammacarboxilación.
- b) **Derivados de la indandiona:** Además de su acción anticoagulante, desacoplan la fosforilación oxidativa del metabolismo energético de los mamíferos.

También es posible clasificarlos de acuerdo a su potencia en:

Polidósicos (Por ejemplo: warfarina, clorofacinona, coumatetralil)

Se consideran en esta categoría a los productos que se desarrollaron antes de los 1970s. Su efecto es acumulativo, es necesaria la ingestión de múltiples dosis. Se emplean en concentraciones que varían entre el 0,005 y el 0,1 %.

Monodósicos (Por ejemplo: difacinona, brodifacoum, bromadiolone, difenacoum, difethialone, flocoumafen).

Ante la aparición de resistencias a los productos de primera generación, se empezaron a formular compuestos más complejos que los anteriores. La adición de un grupo halogenado incrementó la toxicidad de los primeros anticoagulantes cumarínicos. Sus concentraciones de uso (0,001-0,005 %) son sustancialmente inferiores a las de los compuestos polidósicos. Son capaces de desencadenar expresiones mórbidas en el roedor luego de una sola ingesta.

4.4. SINTOMATOLOGÍA TÓXICA EN LOS ROEDORES

En el marco de lo descrito precedentemente, los rodenticidas anticoagulantes causan en los roedores:

- Alteraciones en los vasos capilares que aumentan la permeabilidad de éstos y producen hemorragias internas difusas.
- La intoxicación refleja siempre manifestaciones hemorrágicas. Las primarias incluyen epistaxis, hematuria, heces sanguinolentas, mucosas pálidas y equimosis (84).
- La extravasación provoca el deterioro de las funciones celulares y una hipotensión que desencadena una reducción de la presión hidrostática (que normalmente contrarresta la fuerza de las proteínas hidrostáticas) y atrae agua hacia

la luz vascular. La piel pierde líquido intersticial, de este mecanismo surge la creencia generalizada de que los anticoagulantes desecan a las ratas.

- Cuando el cuadro avanza, se observa debilidad y marcha vacilante. La hemorragia pulmonar se manifiesta con la presencia de disnea con estertores húmedos.
- La frecuencia cardíaca es irregular y los latidos débiles.
- Pueden aparecer amplios hematomas externos, especialmente en zonas traumatizadas. Son frecuentes las articulaciones tumefactas y blandas.
- Si la hemorragia afecta al encéfalo, bulbo raquídeo o espacio subdural, se presentarán síntomas en el sistema nervioso central como paresia, ataxia, convulsiones o muerte súbita.
- Si se prolonga el curso de la intoxicación, la autólisis de la sangre trasvasada lleva a un cuadro clínico general de debilidad que se acentúa rápidamente a medida que progresa la anemia. La temperatura corporal disminuye por la depresión del metabolismo general, que se debe a la importante reducción del aporte de oxígeno.
- Por último, se deprime la respiración y sobreviene la desaceleración cardíaca y muerte por claudicación de los reflejos o debilitamiento del miocardio.
- A diferencia de los compuestos cumarínicos, los derivados de las indandionas causan síntomas y signos de lesiones neurológicas y cardiopulmonares que conducen a la muerte antes de que ocurran las alteraciones hemorrágicas. Eso permite explicar la mayor toxicidad de este grupo en roedores.

4.5. DOSIS LETAL 50

La Dosis Letal 50 Oral Aguda, es la cantidad de sustancia necesaria, en ingestión única, para provocar la muerte del 50 % del total de individuos que la ingieren. Cuanto menor sea la cantidad de principio activo requerida para alcanzar la DL₅₀, mayor será la toxicidad del mismo.

La toxicidad, es decir, la capacidad intrínseca de un compuesto de producir daño, varía entre los diferentes anticoagulantes. El parámetro toxicológico más comúnmente usado para referenciarla es la Dosis Letal 50 Oral Aguda. Su expresión en mg de sustancia por kilogramo de peso vivo permite tabular los diferentes principios activos disponibles para el control de roedores (1):

Cuadro 1. DL₅₀ Oral Aguda para *Rattus norvegicus*

Principio activo	DL ₅₀ (mg principio activo/kg peso)
Warfarina	58,00
Clorofacinona	20,50
Coumatetralyl	16,50
Difacinona	3,00
Difenacoum	1,80
Bromadiolone	1,125
Difethialone	0,56
Flocoumafen	0,46
Brodifacoum	0,26

A continuación se tabula la relación entre el principio activo y su concentración en el cebo, expresada en partes por millón y la cantidad en gramos necesaria para matar a una rata *Rattus* de 250 g de peso y un ratón *Mus musculus* adulto de 25 g de peso (1):

Cuadro 2. DL₅₀ Oral Aguda (mg Principio activo/kg. Peso)

Principio activo	<i>Rattus norvegicus</i>	<i>Mus musculus</i>
Warfarina	58,00	374
Clorofacinona	20,50	1,06
Coumatetralyl	16,50	mayor 2000
Difacinona	3,00	141
Difenacoum	1,80	1,80
Bromadiolone	1,125	1,75
Difethialone	0,56	1,29
Flocoumafen	0,46	2,4
Brodifacoum	0,26	0,40

4.6. FORMULACIONES

En el mercado internacional se comercializan tres tipos de formulaciones: cebos, líquidos solubles y polvos de contacto.

4.6.1. Cebos

Esta es la formulación más utilizada y consiste en cebos preparados en forma de granos embebidos, pellets o bloques parafinados. En cada una de las tres alternativas se utiliza una concentración de principio activo que oscila habitualmente entre 25 y 50 ppm y cereal como vehículo.

4.6.2. Polvos de contacto

Están constituidos por polvos inertes (generalmente caolín o dolomita) a los cuales es adicionado el principio activo en determinadas concentraciones. Se recomienda el empleo de la formulación en polvo en aquellos lugares en que la oferta alimentaria disminuya el consumo de cebos tóxicos. En estas situaciones se colocará el rodenticida en polvo esparcido en las sendas y en sectores que presenten indicios de actividad.

4.6.3. Líquidos solubles

Esta formulación es apta para ser mezclada con agua y ser ofrecida a los roedores. El método resulta aceptablemente efectivo en aquellos casos en que la dieta posea bajo contenido hídrico (silos, depósitos de granos almacenados).

4.7. RESISTENCIA

El término resistencia, aplicado en relación con la respuesta de los roedores a los rodenticidas, se define como la capacidad desarrollada por una población para tolerar dosis de compuestos tóxicos que serían letales para la mayor parte de los individuos de una población normal de la misma especie.

La resistencia debe ser comprendida en el marco de la selección natural. El escenario de un fenómeno de resistencia puede describirse como una necesaria y rápida adaptación de una población de roedores a un medio modificado por el hombre a partir de la aplicación del tóxico.

4.7.1. Los mecanismos de resistencia

Los principales determinantes genéticos de la variabilidad en la respuesta a los anticoagulantes tienen su origen en los polimorfismos del gen de la subunidad 1 del complejo de la vitamina K epóxido reductasa VKORC1 (Vitamina K1 Epoxi Reductasa), aquí se originan las distintas resistencias detectadas hasta el presente (85, 86).

El gen VKORC1, codifica al complejo 1 de la vitamina K epóxido reductasa. Este complejo recicla a la vitamina K reducida, la cual es esencial para el correcto funcionamiento de los factores de coagulación II, VII, IX y X.

Hasta el presente se han descrito 5 mutaciones diferentes que afectan la eficacia de los rodenticidas (L128Q, Y139S, Y139C, L120Q y Y139F) (87, 88, 89).

La siguiente tabla muestra el estado actual de conocimientos sobre la materia (90):

Cuadro 3. Efectividad de los ingredientes activos rodenticidas frente a distintos tipos de mutaciones (resistencias) para *Rattus norvegicus*

Principio activo	Tipo de mutación				
	L128Q	Y139S	Y139C	L120Q	Y139F
Warfarina	X	X	X	X	X
Clorofacinona	X	X	X	X	X
Comatretralilo	X	X	X	X	X
Difenacoum			X	X	?
Bromadiolone			X	X	X
Brodifacoum					
Flocumafen					
Difetialone			?	?	

Tipos de mutaciones conocidas hasta el presente y principios activos frente a los que generan resistencia (marcados con equis). Resistencia no confirmada (marcada con el símbolo ?)

4.8. PREMISAS GENERALES PARA LA APLICACIÓN DE RODENTICIDAS

Las premisas generales para la aplicación de rodenticidas anticoagulantes son las siguientes:

1. Establecimiento de gran cantidad de puntos de cebado. Favorece la localización y explotación del cebo por parte de la mayor cantidad posible de roedores. Cuando una población registre buen consumo, los puntos no visitados después de dos o tres días podrán ser removidos.
2. En cada punto de cebado deben ser colocados, al menos, 20 – 200 g de producto por punto de cebado (dependiendo de la especie y grado de infestación).
3. Las reposiciones de cebo deben efectuarse cada dos días. Este punto ofrece cierta flexibilidad, puesto en que situaciones de alta infestación o de madrigueras activas, aun a riesgo de generar un gasto adicional de producto, resulta aconsejable la reposición diaria para no interrumpir la aceptación social del cebo.

4.9. PAUTAS PARA LA COLOCACIÓN DE RODENTICIDAS

4.9.1 *Rattus norvegicus*

4.9.1.1. En exteriores, dentro de madrigueras

- El control de *Rattus norvegicus* en exteriores tendrá como prioridad la colocación de rodenticidas en el interior en sus madrigueras activas. Para ello, con la ayuda de un embudo o de una cuchara de mango largo, se deberán introducir 50 g de producto unos 20 cm en el interior de la madriguera. La reposición será diaria.
- Los cebos deben ser aplicados provocando el menor disturbio posible sobre el nido, pues sus moradores rechazarán elementos desconocidos, o los que asocien a un disturbio en su rutina diaria. Es posible entonces, que durante el primero y segundo día los miembros de la madriguera quiten el cebo de su interior sin consumirlo. En este caso, debe ser repuesto hasta que se inicie el consumo. Una vez sucedido esto, se duplicará la cantidad de producto colocado (100 g).
- La formulación a usar será grano o pellets.

4.9.1.2. En exteriores, fuera de las madrigueras

- Cuando se dispongan rodenticidas fuera de las madrigueras, se lo hará en los lugares de tránsito de roedores o sendas. El cebo (50 g) deberá ser dispuesto en lugares protegidos, tanto naturales (oquedades, piedras o ramas) como artificiales (grietas de construcciones o detrás de cualquier objeto existente a consecuencia de la actividad del hombre), pero siempre fuera de la luz solar directa (91). Se podrá modificar discretamente el medio para cubrir el cebo a través de la relocalización de objetos ya presentes en él. La ubicación de un punto de cebado debe ser invariable (92). La reposición será diaria mientras haya consumo.
- La formulación a usar será bloque parafinado.

4.9.1.3. En interiores, dentro de madrigueras

Se repetirá el procedimiento detallado en 4.9.1.1.

- La formulación a usar será grano o pellets.

4.9.1.4. En interiores, fuera de la madriguera

- En interiores, la disposición de cebos se efectuará en los sectores perimetrales, a 5 cm de distancia con las paredes u otras superficies verticales. Como parte de sus movimientos espaciales, las ratas establecen detenciones durante las que descansan y se acicalan. Ellas se llevan a cabo en esquinas u otros sitios que les posibilitan que ambos flancos tomen contacto con alguna superficie, en consecuencia estos puntos son los que se deberán cebar preferentemente.
- La distancia entre los puntos de cebado oscilará entre los 3 y los 10 m, de acuerdo a la gravedad de la infestación.
- En los ambientes donde el alimento y el refugio se distribuyan irregularmente, es probable que la abundancia de ratas no sea homogénea, y por tanto los puntos de cebado también deberán tener una disposición no regular.
- La formulación a usar será grano o pellets.

4.9.2. *Rattus rattus*

4.9.2.1. En interiores

- A diferencia de *Rattus norvegicus*, la colocación de rodenticida estará concentrada en los lugares altos de las construcciones (entretechos, azoteas, altillos, partes superiores de silos).
- También deberán establecerse puntos de cebado en los lugares de tránsito (tuberías, cornisas, vigas, tendidos eléctricos y telefónicos).
- Disponer de la mayor cantidad de puntos de cebado posible (50 g de rodenticida por cada punto), debido a que según el patrón alimentario *Rattus rattus* obtiene pequeñas cantidades de comida de diferentes fuentes.
- La formulación a usar será exclusivamente bloque parafinado y en todos los casos será firmemente sujeta (sin posibilidad de movimiento) para que no caiga.

4.9.2.2. En exteriores

- Si se sospecha nidificación en árboles, colocar 50 g de bloques parafinados sujetos con alambre en: a) En el propio árbol, por sobre los 2 m de altura, si hubiera un espacio en donde la rata pueda detenerse a comer con tranquilidad; b) De no ser así, la colocación será en la base del tronco.
- Las características de todos estos lugares, por su versatilidad de manejo, hacen que el bloque parafinado sea la formulación de elección.

4.9.3. *Mus musculus*

4.9.3.1. En interiores

- En interiores, la disposición de cebos (20 g por punto de cebado) se efectuará en los sectores perimetrales, a 3 cm de distancia con las paredes u otras superficies verticales. La distancia de separación entre puntos de cebado será de 2 a 3 m. Conceptualmente, deben estar colocados entre el nido y la fuente de alimentación.
- Privilegiar la colocación de cebos en los que parezcan ser los sitios favoritos de los roedores, identificables por las concentraciones de excrementos o por restos de papel desmenuzados.
- Ubicar cebos debajo de muebles, electrodomésticos y pallets.
- En cada visita de seguimiento, mover un metro y medio las ubicaciones de los puntos de cebado que no han sido visitados para interceptar los diferentes territorios.
- Colocar puntos de cebado en las alturas: áticos, entretechos, desvanes y en la parte superior de estibas de productos.
- La formulación a usar a nivel del suelo será grano o pellets y en las alturas, bloques parafinados.
- Complementar el control con trampas de captura muerta cebadas con grasa animal impregnada con manteca de maní.

4.9.3.2. En exteriores

Cuando de sospeche infestación en exteriores (situación no usual), podrá colocarse puntos de cebado (20 g) alrededor de las construcciones en los laterales de cada potencial vía de ingreso (puertas, mamposterías deterioradas, etc.). Colocar puntos de cebado (20 g) en el interior de pilas de leña, ladrillos, escombros, áreas semicubiertas, etc.

4.10. CAJAS CEBADERAS

En situaciones en las que el cebado sea realizado en áreas expuestas a la presencia permanente de seres humanos o de otras especies no blanco, los cebos serán dispuestos en cajas cebaderas. Su uso apunta a una reducción del riesgo representado por los rodenticidas (93, 94).

Existe en el mercado una amplia variedad de cajas cebaderas (en tamaños diferentes para ratas y ratones) con las siguientes ventajas:

- Evitan el contacto de animales domésticos y personas con el rodenticida, minimizando el riesgo de intoxicaciones no deseadas.
- Preservan el producto, alargan su vida útil y permiten tenerlo controlado en todo momento.
- Facilitan la inspección



Imagen 19. Las cajas cebaderas tienen como prioridad privilegiar la seguridad de la acción al minimizar la probabilidad de que las personas o animales no blanco tengan contacto accidental con los rodenticidas. Debe colocarse un aviso exterior que alerte sobre su contenido y ser cerrada con precintos inviolables.

Se recomienda colocar las cajas en los lugares donde se establecerán los puntos de cebado entre 3 y 5 días antes de comenzar el tratamiento. De este modo, se disminuirá sensiblemente la neofobia y los cebos, una vez colocados, serán inmediatamente aceptados.

Cuando el tratamiento haya alcanzado éxito en los sitios más críticos, las cajas sin rodenticida pueden ser dejadas después de que se haya suprimido una infestación. Los roedores inmigrantes tomarán las cajas como parte de su entorno habitual y no las evitarán, por lo que el cebado puede entonces comenzar tan pronto como aparezcan y el comienzo del consumo será instantáneo.

Dados los altos costos de estos dispositivos, suelen ser reemplazados por tubos de PVC de 15 cm de diámetro, cortados en tramos de 40 cm.

4.11. EVALUACIÓN DE LOS RESULTADOS DE LA APLICACIÓN DE CEBOS RODENTICIDAS

Un tratamiento exitoso con rodenticidas anticoagulantes debe mostrar evidencias claras de su efecto antes del fin de la segunda semana de haber dado comienzo. Éstas consistirán en:

- a) Más del 50 % de los puntos de cebado fueron visitados por las ratas con muestras de consumo (los puntos visitados pueden identificarse a través de la presencia de signos recientes de roedores).
- b) Más del 50 % de los excrementos frescos de roedores están coloreados por la tintura añadida por el fabricante al rodenticida empleado.

Por el contrario, registros de consumo inferiores al 50 % de los puntos visitados y excrementos coloreados ponen de manifiesto falencias en la estrategia puesta en práctica.



Imagen 20. Horas después de la ingesta de un rodenticida, los excrementos producidos por el roedor tendrán el color de colorante añadido por el fabricante al rodenticida que consumió. La relación entre excrementos frescos coloreados y excrementos frescos normales en un determinado área es utilizada para la evaluación de los resultados de la aplicación de cebos rodenticida. En la fotografía pueden observarse coloreados de verde encontrados en una caja cebadera (cortesía de Mirko Baraga).



Imagen 21. Cuando un punto de cebado es visitado por un roedor, pueden apreciarse signos recientes de su presencia como huellas y excrementos, tal como lo muestra la fotografía (cortesía Silvia Ramírez Aguilar).

4.12. CAUSAS HABITUALES DEL FRACASO DE LA APLICACIÓN DE RODENTICIDAS

El control de roedores mediante la aplicación de cebos rodenticidas se encamina hacia el fracaso en tres ocasiones: cuando el cebo colocado no es consumido; cuando el cebo colocado es consumido, pero la actividad de roedores no decrece; y cuando hay un descenso del buen consumo inicial antes de lograrse un control satisfactorio.

4.12.1. El cebo colocado no es consumido

Las causas pueden estar originadas en:

- a) **Errores en la ubicación de los cebos.** Esto suele deberse a que la mayor parte de los puntos de cebado ha sido establecida en lugares poco transitados por los roedores o en áreas donde se sienten excesivamente expuestos. Sin embargo, también puede suceder que sencillamente la oferta alimenticia ambiental es más atractiva.
- b) **Neofobia.** El roedor encuentra el punto de cebado pero lo evita activamente. Esto queda evidenciado por los indicios visibles encontrados alrededor del cebo (huellas en el suelo, excrementos). Este fenómeno conductual suele ser más frecuente en ambientes poco disturbados o con gran oferta alimentaria.

Las soluciones. Cuando sea necesario corregir las ubicaciones de los rodenticidas, los resultados más rápidos serán alcanzados transfiriendo el cebo a las madriguera activas. Si las madrigueras activas son difíciles de encontrar, la formulación empleada debe ser reemplazada por granos o pellets y mantenida en el mismo lugar. Si estas formulaciones tampoco precipitaran progresos apreciables, se deberá pensar en acudir a prácticas caseras para incrementar la palatabilidad del producto (por ejemplo, embeberlo en aceite de oliva aromatizado con ajo), o en recurrir a otro tipo de métodos como las trampas o los pegamentos. Antes de tomar cualquiera de estas decisiones, se deben esperar 48 horas desde la colocación inicial de cebos, muchas veces el consumo demora varias horas en dispararse.

4.12.2. El cebo colocado es consumido, pero la actividad de roedores no decrece

Después de las dos primeras semanas, el consumo de cebo no declina y la actividad de roedores no desciende.

Posibles causas y soluciones.

- **Relativas a los cebos.** El motivo más común de un tratamiento con escasos resultados reside en la subestimación de la infestación. Entonces, el número de puntos de cebado dispuesto o la cantidad de rodenticida en cada uno de ellos será insuficiente. Esto se puede rectificar fácilmente mediante el incremento del número de estaciones de cebado y de la cantidad de rodenticida colocada en ellas.
- **Acarreo.** El acarreo es una actividad prominente, sobre todo en *Rattus norvegicus* (95, 96, 97, 98). Las ratas acarreo los cebos para ingerirlos en lugares resguardados o sencillamente para almacenarlos allí. Cuando esto sucede, las estaciones aparecen relativamente limpias durante las inspecciones, sin restos de cebos. La reposición,

en estos casos, sirve únicamente para estimularlas a proseguir con dicha conducta. La alternativa a explorar es la sustitución de los bloques, bolsas o pellets por granos; la reducción del tamaño de las unidades del cebo puede desalentar el acarreo.

- **Otros animales consumen los cebos.** Los cebos pueden estar siendo atacados por aves. En esta situación, los signos encontrados en las estaciones de cebado no coinciden con los dejados habitualmente por los roedores. Si las cajas muestran alteraciones importantes como tapas removidas o roturas, perros u otros animales domésticos pueden ser los responsables. Si especies no blanco están comiendo el cebo, la puesta en práctica de soluciones debe ser inmediata, pues todas ellas son susceptibles a él. Cambiar el tipo de envase puede disuadir a los pájaros. Mejorar la protección del cebo y utilizar bloques parafínicos (menos atractivos para ellas), es la recomendación principal. Si el consumo continuara, debe removerse la estación.
- **Reinfestación.** Las colonias aledañas al área tratada ejercen una presión de entrada importante y los espacios dejados por los animales muertos son rápidamente ocupados por ratas que se desplazan hacia ellos. El único modo de corroborar este supuesto es la inspección de dichas áreas. La práctica recomendada es la inspección de las áreas adyacentes (en un radio de 100 m) y la extensión de la intervención a aquéllas en las que se detecte una infestación significativa.
- **Resistencia.** Si ninguna de las situaciones anteriores tiene lugar, debe considerarse la presencia de una población resistente a los principios activos en uso. Las poblaciones resistentes deben ser controladas con la creación de presiones selectivas alternativas, como lo son el empleo de trampas, pegamentos o la reducción de las condiciones ambientales que favorezcan su proliferación.

4.13. PROTOCOLOS DE APLICACIÓN DE RODENTICIDAS

El presente punto describe las principales pautas generales que se deben tener en cuenta a la hora realizar la aplicación del rodenticida.

4.13.1. Protocolo de aplicación de rodenticidas para la Coordinación Operativa del Programa

Materiales y equipos

- Informe final de la Fase Preparatoria (*punto 2.6 de la Sección II*) y Mapa de Riesgo (*Anexo I*).
- Mapas de trabajo del área de intervención para marcar el área asignada a cada grupo.
- Rodenticidas en bloques y pellets en partes iguales para cubrir una aplicación total de 2-3 kg por manzana infectada.
- Cajas cebaderas.
- Platos plásticos.
- Tubos de PVC de 15 cm de diámetro, cortados en segmentos de 40 cm, con dos perforaciones en la porción media del tubo para permitir la sujeción del rodenticida.
- Rótulos autoadhesivos con la leyenda “Cuidado Veneno” para pegar en las cajas cebaderas y en los tubos de PVC. Es conveniente que posean un sitio en blanco para escribir allí el número de estación de cebado que se le asigne.
- Sistema de sujeción de tubos (horquilla o similares) que elimine cualquier movimiento.
- Planillas de Registro de Consumo en Puntos de Cebado (*Punto 4.14 de este Anexo*).
- Tablillas porta hojas.
- Credencial de identificación personalizada para cada operador.
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo para cada operador según *Anexo VIII*.
- Marcador indeleble.
- Lapiceras.
- Rotuladores de punta fina rojos, verdes y negros.
- Bolsas plásticas rojas para recolección de cadáveres.
- 1 vehículo para transporte de personal.
- Pinzas.
- Linterna.
- Cuchara de mango largo para cebado de madrigueras.
- Solución de hipoclorito de sodio (10.000 ppm).
- Insecticida para control de ectoparásitos.
- Equipos aplicadores.

Procedimiento

Preparación

1. Obtener los permisos necesarios para la aplicación de rodenticidas de los propietarios e instituciones que se encuentren dentro del área de trabajo.
2. Definir la secuencia espacial de la intervención mediante el análisis del informe final de la fase de preparación y el Mapa de Riesgo. La unidad de intervención será el sector y no el tipo de intervención; por ejemplo, al abordar una manzana se realizarán en ella todas las intervenciones requeridas (propiedades privadas y áreas públicas). Sólo concluidas éstas se pasará a la manzana siguiente.
3. Formar grupos de trabajo compuestos por dos operarios cada uno.
4. Asignar a cada equipo un área de trabajo de cuatro manzanas diarias.
5. Generar un mapa para cada grupo de trabajo, consignando en él únicamente los sectores en los que le corresponderá trabajar, indicando las especies a controlar en cada uno de ellos.

Primer día de trabajo en terreno. Colocación de rodenticidas

1. Explicar detenidamente a cada grupo la actividad a realizar y su rol en ella.
2. Entregar a cada grupo el mapa correspondiente.
3. Entregar a cada grupo 5 kg de rodenticida en pellets y 5 kg de rodenticida en bloque parafinado.
4. Entregar a cada grupo las Planillas de Registro de Consumo en Puntos de Cebado y los demás elementos necesarios para su labor (hojas, tablilla portahojas, rotuladores indelebles, rotuladores negros, rojos y verdes, alambre, sujetadores de tubos de PVC, cajas cebaderas, platos plásticos, tubos de PVC, pinzas, linterna, cuchara de mango largo para cebado de madrigueras y demás elementos).
5. Disponer de movilidad en terreno con todos los elementos para abastecer las necesidades que pudieran surgir.
6. Entregar a cada operador su credencial de identificación y su equipo de protección personal (*ver Anexo VIII*).
7. Se aconseja que el primer un miembro de la Coordinación del Programa acompañe a cada grupo, para asegurar la correcta aplicación del producto.
8. Indicar a los operarios dónde colocar las estaciones de cebado, explicando por qué.
9. Corroborar que el agente vaya completando correctamente la Planilla de Registro de Consumo en Puntos de Cebado de acuerdo a lo indicado en el *punto 4.14*, y que consigne la ubicación de cada estación de cebado en un croquis a mano alzada confeccionado por él.
10. Supervisar el cumplimiento de todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad (*Anexo VIII*).
11. Elaborar un protocolo específico para control de ectoparásitos, resultante de los insecticidas aprobados por las agencias regulatorias de cada país. Se recomienda explorar la combinación de adulticidas y larvicidas.

Segundo día de trabajo en terreno. Revisión de estaciones de cebado

1. Al siguiente día se realizará la primera inspección de las estaciones de cebado colocadas. Se deberá supervisar dicha revisión y la consignación de la información en la Planilla de Registro de Consumo en Puntos de Cebado de lo sucedido en cada una de ellas de acuerdo a como se indica en el *punto 4.14* de este Anexo. Se recomienda que lo hagan los mismos operadores que las colocaron, puesto que ellos recordarán su ubicación exacta.
2. Supervisar la reposición de cebos.
3. En ningún caso se modificarán la ubicación y la cantidad de estaciones de cebado colocadas originalmente.
4. Supervisar el cumplimiento de todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad (*Anexo VIII*).
5. Al final de la jornada, recibir las Planillas de Registro de Consumo en Puntos de Cebado.
6. Controlar el correcto llenado de la Planilla en presencia de cada operador y formular las preguntas pertinentes para despejar las dudas que pudieran surgir.
7. Recibir y controlar los croquis elaborados por cada operador.
8. Consolidar la información mediante un sistema de registro centralizado.
9. Programar la segunda revisión a las 72 horas después de la primera.
10. Se recogerán los roedores muertos de acuerdo a las indicaciones del *Anexo VIII*, si ya los hubiera.

Tercer día de trabajo en terreno. Control de ectoparásitos

1. Realizar el control de ectoparásitos a las 48 – 72 horas de iniciado el cebado o al inicio de la mortalidad si comen- zara antes de ese momento.
2. Se utilizarán preferentemente insecticidas carbamatos u organofosforados. El tratamiento procurará también con- templar el uso complementario de larvicidas.
3. Se tratarán todos los sitios con indicios de actividad de roedores.
4. En situación de brote de peste se debe implementar las acciones inmediatas de control de los vectores la totalidad del área y en el 100 % de las viviendas. Si existiera más de un 5 % de viviendas cerradas, renuentes o deshabitadas, se debe trabajar con promotores de la salud para que se sensibilice acerca de la necesidad de efectuar las acciones de control o se debe procurar que la autoridad competente gestione la forma de lograr que estas viviendas sean tratadas, o que se programe la recuperación de tales viviendas en diferentes horarios o en fines de semana.
5. El uso del insecticida de elección debe seguir las indicaciones especificadas por el fabricante.
6. Cuando una vivienda haya sido tratada, debe permanecer cerrada por lo menos una hora después de terminado el procedimiento, luego podrán reingresar sus habitantes.

Cuarto día de trabajo en terreno. Revisión de estaciones de cebado y recogida de roedores muertos

1. La segunda revisión de las estaciones de cebado se realizará a las 96 horas de colocado el producto repitiendo las consideraciones puntualizadas para el segundo día de trabajo en terreno.
2. Se añadirá al punto 1 la recolección de roedores muertos de acuerdo a las indicaciones para tal actividad incluidas en el *Anexo VIII*.
3. Supervisar la recolección de roedores muertos de acuerdo a lo establecido en el *Anexo VIII*.
4. Repetir las posteriores revisiones cada 72 horas.

4.13.2. Protocolo de aplicación de rodenticidas para operadores de campo**Procedimiento****Primer día de trabajo en terreno. Colocación de rodenticidas**

01. Presentarse aseado, con el uniforme asignado y la credencial en lugar visible.
02. Si se debe ingresar en una propiedad privada, pedir permiso para ingresar.
03. Saludar y presentarse amablemente: "Buenos días-Buenas tardes. Somos de... Realizamos un programa de



Imagen 23. Los tubos de PVC son una variante más económica de las cajas cebaderas que se rigen por los mismos principios: Deben estar perfectamente afirmados para evitar que el contacto de los animales con ellos genere movimientos que los ahuyenten (cortesía Mirko Baraga)

10. Tanto las cajas cebaderas como los tubos de PVC deberán estar perfectamente afirmados para evitar que el contacto de los animales con ellos genere movimientos que los ahuyenten. Antes de la instalación, es conveniente cerciorarse de que el suelo base sea lo suficientemente plano. Eventualmente, podrán eliminarse pequeños objetos que provoquen inestabilidad.



Imagen 24. La elección de los sitios de colocación de las cajas cebaderas debe estar regida por el conocimiento de los principios que gobiernan los movimientos de los roedores (tigmotaxis). Las áreas perimetrales, en las cercanías de las paredes serán las ubicaciones de elección (cortesía Luis Horny).

11. Finalizada la inspección en las áreas externas, se continuará la labor en el interior.
12. Inspeccionar los sectores perimetrales, especialmente las esquinas, en búsqueda de excrementos y huellas.
13. Si se encuentran indicios de roedores o si la persona responsable del lugar refiere su presencia, disponer cebos en cajas cebaderas ([Punto 4.10 de este Anexo](#)). Consignar en la Planilla de Registro de Consumo en Puntos de Cebado ([Punto 4.14 de este Anexo](#)) y en el croquis con la cantidad de rodenticida colocado.



Imagen 25. Uno de los puntos basales del éxito de un programa de control se encuentra en la distribución, ubicación y contenido de los puntos de cebado. Si hay evidencia de alta infestación, se recomienda colocar platos plásticos con 200 g de pellets cada uno, en las esquinas interiores, y en los sectores del perímetro y del resto del área que presente más indicios (cortesía Silvia Ramírez Aguilar).

14. Si hay evidencia de alta infestación de ratas (gran cantidad de huellas, excrementos frescos y de alimentos atacados), colocar platos plásticos con 200 g de pellets cada uno en las esquinas interiores y en los sectores del perímetro y del resto del área que presentes más indicios. Consignar cada punto de cebado en la Planilla de Registro de Consumo en Puntos de Cebado ([Punto 4.14 de este Anexo](#)) y en el croquis con la cantidad de rodenticida colocada. Los platos serán numerados con tinta indeleble en el borde de modo visible.
15. Finalizada la colocación de cebos en interiores, saludar a la persona que acompañó e indicarle cuando será la próxima visita.
16. En áreas públicas, el procedimiento será similar al desarrollado en las áreas externas de las propiedades privadas, pero extremando las precauciones para colocar el rodenticida lejos del alcance de personas y animales domésticos.
17. Cumplir todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad ([Anexo VIII](#)).

Segundo día de trabajo en terreno. Revisión de estaciones de cebado

1. La segunda visita consistirá en inspeccionar los puntos de cebado. En los que se evidencie consumo significativo (más del 30 % del cebo colocado), se duplicará la cantidad de rodenticida dispuesta el día anterior.
2. En los puntos con consumo escaso (menos del 30 % de lo colocado), se reemplazará lo consumido hasta completar la cantidad inicial.
3. Los puntos sin consumo serán mantenidos. Si hubieran sido atacados por hormigas u otros invertebrados, los cebos serán sustituidos en su totalidad.
4. Los puntos de cebados en los que hubiera desaparecido el cebo, sin indicios ciertos de visita de roedores, serán mantenidos colocando la misma cantidad de cebo que la dispuesta en la primera visita.
5. Lo sucedido en cada punto de cebado será registrado en el croquis indicando una “c+” en color rojo cuando el consumo es superior al 30 %; con “c-” color verde si el consumo inferior al 30 % y con “sc” color negro para la ausencia de consumo. Si hubo consumo por parte de otra especie también se registrará como “sc”.

Tercer día de trabajo en terreno. Control de ectoparásitos

1. Aplicar el insecticida de acuerdo a las indicaciones y criterios indicados por la Coordinación Operativa del Programa ([Punto 4.13.1 de este Anexo](#)).
2. Se tratarán todos los sitios con indicios de actividad de roedores, principalmente en todas las superficies por debajo del metro de altura.

- En condiciones de riesgo o de brote de peste, será tratado el 100 % del área, independientemente de la actividad de roedores presentada por cada uno de los sectores que la componen.

Cuarto día de trabajo en terreno. Revisión de estaciones de cebado y recogida de roedores muertos

- La tercera visita será efectuada a las 72 horas de la segunda repitiendo el procedimiento.
- Se añadirá al punto 1 la recolección de roedores muertos de acuerdo a las indicaciones para tal actividad incluidas en el [Anexo VIII](#).
- A partir de la tercera, las visitas se repetirán cada 72 horas hasta que el consumo desaparezca.
- Los puntos de cebado que no hayan registrado consumo durante tres visitas consecutivas serán removidos.
- En cada visita, humedecer los cadáveres de roedores generados como consecuencia de la acción de rodenticidas con una solución de 10 000 ppm de hipoclorito de sodio (solución comercial doméstica diluida al 18 %) y colocarlos inmediatamente dentro de una doble bolsa plástica roja, la que deberá permanecer cerrada mediante un nudo. Seguir las especificaciones para la recolección, transporte y disposición final de roedores muertos explicitados en el [Anexo VIII](#).
- Cumplir todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad general ([Anexo VIII](#)).

4.14. PLANILLA DE REGISTRO DE CONSUMO EN PUNTOS DE CEBADO

Ficha 3. Registro de consumo en puntos de cebado

Plantilla de registro de consumo en puntos de cebado									
Operador de campo:					Fecha de inicio de cebado				
Sector:				Unidad Ambiental:			Manzana:		
N° Punto de cebado	Revisiones								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9

Operador de campo: indicar el nombre del operador responsable.

Fecha de inicio de cebado: indicar la fecha en que se realiza la primera colocación de cebo.

Sector: Identificar el sector en el que se encuentra el área intervenida (por ejemplo, barrio).

Unidad ambiental: indicar la Unidad ambiental en la que se interviene.

Manzana: si correspondiera, indicar manzana de intervención.

Número de punto de cebado: identificar con numeración correlativa cada punto de cebado.

Revisión: consignar lo sucedido en cada revisión de acuerdo a la siguiente codificación:

- Sin consumo: SC
- Consumo superior al 30 %: CC+
- Consumo inferior al 30 %: CC-

Anexo V. Estimación de infestaciones

5.1. IMPORTANCIA DE LA ESTIMACIÓN DE INFESTACIONES DE ROEDORES

Cuántos individuos componen la población del área de intervención y cómo se disponen en el espacio son interrogantes cuya respuesta se busca aproximar para caracterizar la infestación de roedores que se controlará. Conseguir esa expresión cuantitativa constituye el componente vertebral para sintetizar el estado de una situación en un momento y espacio determinados, y permite:

- Describir realidades que exigen atención.
- Elaborar hipótesis explicativas.
- Generar información útil para mejorar la toma de decisiones, diseño, implementación o evaluación de un programa.
- Monitorear el cumplimiento de objetivos y actividades.
- Efectuar un seguimiento general del programa que permita adoptar las modificaciones oportunas para mejorar la eficiencia y eficacia del proceso.
- Cuantificar los cambios en una situación que se considera problemática.

5.2. DEFINICIÓN DEL MARCO TEÓRICO Y CONCEPTUAL

5.2.1. Conceptos básicos sobre población

El nivel de organización para trabajar en control de roedores es la población. En términos sencillos, una población es un grupo de individuos de una misma especie que ocupa un espacio determinado en un momento dado. Las características de una población son el efecto resultante de la interacción entre factores intrínsecos de la biología de los roedores y extrínsecos del medio en el cual habitan.

La disposición espacial de una población es la manera en que los integrantes de esa población se ubican en el espacio. Está determinada por los rangos de tolerancia frente a las condiciones ambientales, por los requerimientos de recursos, por las interacciones con otros individuos (competidores, predadores) y por factores históricos. En función de esto, en términos ecológicos se distinguen tres modelos básicos de agrupamiento: al azar, uniforme y agregada.

La estructura espacial de las poblaciones de roedores sinantrópicos corresponde al patrón de disposición agregada. Esta distribución está determinada, entre otras variables, por el modo de reproducción, el comportamiento social, y sobre todo, por las diferencias en los ambientes que obliga a los individuos a vivir en un área más reducida, donde encuentran las mejores combinaciones de factores.

Los roedores sinantrópicos se agrupan en aglomerados o parches, dejando porciones del espacio relativamente desocupadas. La estrategia de estimación de infestación se orienta a identificar en qué sectores del área de intervención se encuentran esos aglomerados o parches.

5.2.2. Ambiente

Todas las intervenciones sobre roedores se desarrollan en un área arbitrariamente definida. Esa área está conformada por un conjunto de ambientes en los que los roedores se dispondrán espacialmente de modo diferencial en función, entre otras variables, de los recursos que cada uno de estos les ofrecen. Entonces, podría decirse que un ambiente es un complejo de factores externos que actúan sobre una población y que determinan su curso y su forma de existencia.

La distribución y tamaño de las poblaciones de roedores cambia en el espacio y en el tiempo, de acuerdo a las variaciones de los factores abióticos y bióticos del ambiente.

Un ambiente es la conjunción de las variables bióticas y abióticas que caracterizan un determinado espacio.

Como se ha expresado en la Sección II, en el marco del Programa de Control y Vigilancia, una vez definida el área de intervención, el siguiente paso será identificar y delimitar los ambientes que la componen.

Ejemplo:

En una intervención sobre roedores sinantrópicos donde el área incluyera un basural, rodeado por un pastizal y un grupo de viviendas, se podrían definir tres ambientes: 1) el basural, 2) el pastizal y, 3) el área semiurbana constituida por las viviendas.

La precisión de la definición los ambientes varía de acuerdo a la escala espacial que decida el observador.



Imagen 26. La abundancia de roedores en un ambiente es función directa de la calidad de los recursos que éste les oferta. Por tal motivo, identificar y delimitar los ambientes y unidades ambientales que componen el área de intervención facilita la interpretación acerca de la utilización del espacio por parte de los roedores dentro de ella. En la fotografía se muestra el límite entre dos ambientes que podrían ser denominados viviendas y pastizal.

5.2.3. Bases teóricas de la caracterización de los ambientes que componen un área de intervención y de su calidad

La relevancia de la identificación y delimitación de ambientes reside en que la magnitud del problema ocasionado por los roedores, depende de la calidad de recursos que el ambiente les provee (64).

En consecuencia, la caracterización de un ambiente y el análisis de su calidad, es decir, de las condiciones que favorecen la permanencia de los roedores, facilitarán la extrapolación de resultados y la interpretación de la relación entre los roedores y su entorno en las condiciones particulares de cada área de intervención.

La abundancia de roedores sinantrópicos es función directa de la cantidad y calidad de los recursos que el ambiente les oferta (fundamentalmente por la disponibilidad de alimento, agua y refugio).

5.3. CÓMO DEFINIR Y CARACTERIZAR LOS AMBIENTES Y UNIDADES AMBIENTALES

Teniendo en cuenta lo expresado, al tomar el primer contacto con el área de intervención, se deberá consignar en los mapas de trabajo la delimitación de los ambientes presentes. Como ya se ha mencionado, la pormenorización de esta información estará directamente relacionada con la escala espacial de trabajo.

Ejemplo 1:

Si el área de intervención está constituida por un barrio, se lo podría imaginar compuesto por cinco ambientes: a) un área con viviendas de bajos recursos; b) un área de viviendas de clase media/alta, con características de construcción y servicios de saneamiento básico diferenciadas de la anterior; c) un sector de espacios verdes; d) un basural a cielo abierto y e) un mercado municipal, que conformaría un quinto ambiente. En este ejercicio, el mercado representaría únicamente un ambiente dentro de un área de intervención mucho más amplia.

Ejemplo 2:

En cambio, si se proyecta una intervención tan sólo en el mercado, la escala será diferente. En el mapa constarán todas las estructuras funcionales internas que estén presentes (puestos, depósitos); los mismos se dividirán en dos grupos: con o sin alimentos disponibles; y en una segunda división, se desagregarán en el tipo de alimentos que contienen (por ejemplo, área de frutas y verduras, áreas de carnes). Se incluirán además, las áreas perimetrales con las variantes ambientales que incluyan (áreas verdes, área de aparcamiento, etc.).

Por último, se consignarán las características de áreas adyacentes en 50 m a la redonda (barrio de bajos recursos, pastizales, basural a cielo abierto). Cada uno de los ejemplos mencionados constituirá un ambiente.

Así, los ambientes presentes serán:

- *Interior del mercado: área de carnes, área de frutas y verduras, áreas de no comestibles y área administrativa.*
- *Exterior del mercado: áreas parquizadas y aparcamiento pavimentado.*
- *Adyacencias: pastizales, barrio de bajos recursos y basural a cielo abierto.*

Un total de 9 ambientes que cubren aproximadamente los 50 m a la redonda que pudieran constituir el radio de acción de poblaciones de roedores que se encuentren más allá del perímetro del depósito.

En una determinada área de intervención pueden ser encontrados, por ejemplo, dos basurales de similares características distanciados entre sí y sin ningún tipo de contacto espacial entre ambos; en ese caso, cada uno de ellos constituye una unidad ambiental. De acuerdo con esto, en un área determinada, un ambiente puede estar representado por más de una unidad ambiental. En el ejemplo, el ambiente basural posee dos unidades ambientales.

Una unidad ambiental es la mínima expresión de un ambiente en el territorio. En un área determinada, un ambiente puede estar representado por más de una unidad ambiental.
Es indispensable identificar y delimitar los ambientes y unidades ambientales que componen el área de intervención.

Ejemplo:

Dos basurales de similares características distanciados entre sí y sin ningún tipo de contacto espacial entre ambos constituyen dos unidades ambientales de un mismo ambiente (basural).

Se utilizará mapas de base del área de intervención en los que se identificarán los ambientes y unidades ambientales presentes. Además, se incluirá la localización de fuentes de alimentación y agua, y refugios con un grado de especificidad dependiente de la escala (*ver Anexo I*).

5.4. CÓMO REALIZAR UN ESTUDIO DE ABUNDANCIA DE ROEDORES

Definida como sinónimo de tamaño poblacional, la abundancia es el número total de individuos de una especie en un área determinada.

PUNTOS CLAVE

- La importancia de la incorporación del concepto de abundancia reside en que la intervención sobre roedores sinantrópicos consiste en reducirla mediante algún método de control. De la misma manera, el éxito o fracaso de un programa se mide a través la comparación la abundancia antes y después de la intervención (65).
- La abundancia de roedores se estima a través de la utilización de índices de abundancia basados en capturas.
- Un índice de abundancia es un parámetro que refleja los cambios en el tamaño de una población; su utilidad radica en la posibilidad de comparar dos o más conjuntos de observaciones efectuadas bajo el mismo procedimiento. (66, 67, 68).
- El razonamiento para aplicar el índice de abundancia es el siguiente: si para la obtención de una serie de datos (número de individuos capturados), se aplica un mismo esfuerzo (número de trampas) en diferentes lugares o circunstancias, los valores obtenidos reflejarán las diferencias en abundancia entre esos lugares dado que el índice de abundancia es función del tamaño de la población (69, 70, 71).

Para estimar las infestaciones de roedores sinantrópicos basta con obtener índices de abundancia. No es necesario usar metodologías sofisticadas con requisitos y supuestos difíciles de cumplir en terreno. Los métodos sencillos ofrecen información suficiente, siempre y cuando sean aplicados correctamente. Lo importante para tener éxito es estandarizar el método empleado.

Entre la amplia variedad de métodos existentes de obtención de índices de abundancia, el más frecuentemente empleado en los estudios de roedores sinantrópicos es el basado en el éxito de trampeo.

Resumiendo todo lo conceptualizado hasta aquí, llevar a cabo una estimación de la infestación por roedores implica necesariamente la definición de un área de intervención.

Esa área estará conformada por uno o más ambientes, de los que solamente una parte de ellos será habitable para los roedores. El área de trabajo definida estará ocupada por una población de roedores. A partir de la incorporación de estos conceptos, es posible abordar ahora el estudio de abundancia de roedores, que se realiza mediante la obtención de índices de abundancia basados en trampeos.

5.5. MÉTODO DE ÉXITO DE TRAMPEO

El método utilizado para estimar la abundancia es el basado en el éxito de trampeo, concepto definido como el número de individuos capturados mediante la utilización de un sistema de trampas durante un período de tiempo controlado (72, 73, 74):

$$\text{Éxito de trampeo} = \frac{\text{Número de animales capturados}}{\text{Esfuerzo de captura}} \times 100$$

El esfuerzo de captura está definido por el número de trampas colocadas por el número de días que funcionaron.

Ejemplo:

Si se colocan 10 trampas de captura por noche durante 2 noches consecutivas, el esfuerzo de captura realizado será de $10 \times 2 = 20$.

El método para estimar la abundancia es el éxito de trampeo, basado en el establecimiento de estaciones de muestreo en las diferentes unidades ambientales del área de intervención.

5.5.1. Descripción del método

El método se basa en el establecimiento de sistemas de captura denominados estaciones de muestreo, cada uno de ellos compuesto por al menos diez trampas (puntos de captura) para *Rattus* spp. y 10 para *Mus musculus*.

Una estación de muestreo es un conjunto de trampas agrupadas dentro de una unidad ambiental determinada. Dentro de un área de intervención se establecerá al menos una estación de muestreo por unidad ambiental.

El valor de captura arrojado por cada estación de muestreo referenciará la abundancia de roedores en la unidad ambiental en la que fue establecida.

Cada estación de muestreo, al cabo del período de trampeo, brindará un valor de captura que será representativo de la unidad ambiental en la que fue colocada.

Condiciones que debe cumplir una estación de muestreo

Una estación de muestreo debe cumplir varias condiciones:

1. Las trampas deben activarse, al menos, durante dos noches consecutivas.
2. La ubicación de cada una de ellas debe ser constante durante las todas noches: una vez elegida la ubicación, no podrán cambiarse de lugar.
3. Las trampas de una estación de muestreo deberán estar colocadas, todas ellas, dentro de una misma unidad ambiental.
4. El número de trampas deberá ser el mismo en cada una de las estaciones de muestreo, y permanecerá constante a lo largo de todo el muestreo.
5. Se establecerá, al menos 1 estación de muestreo por cada unidad ambiental presente en el área de trabajo.
6. Podrá colocarse más de 1 estación de muestreo por unidad ambiental; cuanto mayor sea ese número, mayor será la riqueza de los datos obtenidos.
7. El número de las estaciones de muestreo será constante durante todo el estudio.
8. Cada día se registrará el número de capturas y se repondrá la trampa que ha servido para ello.
9. Puesto que lo que se busca es indagar acerca de la capacidad de carga de una unidad ambiental (número máximo de roedores que ésta puede albergar), tanto las estaciones de muestreo como las trampas serán dispuestas de modo de lograr la mayor cantidad de capturas.
10. Cuando el método se aplique durante la Fase de Evaluación para medir los cambios producidos por la ejecución del programa, el número, la ubicación y los días de activación no se deberán modificar, tanto de las estaciones de muestreo como de cada una de las trampas. Sólo así se obtendrán resultados comparables entre sí.
11. Se deberá tener presente la necesidad de reservar trampas para reponer las que hayan obtenido capturas o sido visitadas por roedores durante la primera noche. Para ello, además del número total de trampas colocadas, se deberá contar con una reserva del 40 % de ese número total. Es decir, si se colocan 100 trampas. La reserva sin colocar será 40.

5.5.2. Criterios para la ubicación de las estaciones de muestreo

- Se establecerá al menos una por unidad ambiental. Se asume que el resultado proporcionado por la estación de muestreo es referencial de la abundancia de roedores en esa unidad ambiental y por lo tanto, se extrapola a toda ella. La información integrada en los mapas orientará la ubicación de las estaciones de muestreo.
- Si se colocara más de una estación de muestreo en una misma unidad ambiental y arrojaran valores sustancialmente disímiles (diferencia mayor que el 20 % del valor máximo), se subdividirá la unidad ambiental procurando establecer el límite del área de extrapolación entre ambas estaciones en base a valorizaciones objetivas de las heterogeneidades dentro de dicha unidad.
- Si los resultados logrados en las estaciones fueran similares (diferencia menor que el 20 % del valor máximo), la unidad ambiental tendrá como referencia el promedio de ambos valores.
- En el mapa, se consignarán todas las estaciones de muestreo y, una vez obtenidos los resultados correspondientes a cada una de ellas, se incorporarán en su respectiva estación (*ver Anexo I*).

Ejemplo:

Se colocan 4 estaciones de muestreo compuestas por 10 trampas cada para estimar la infestación de *Rattus norvegicus* durante 3 noches consecutivas en cuatro ambientes de una empresa distribuidora de alimentos y se obtienen los siguientes resultados:

	1ª noche	2ª noche	3ª noche
Bodega	4	3	4
Taller	5	3	2
Parque posterior	2	2	1
Parque delantero	0	1	0

Con esta información, se determinará el éxito de trampeo para cada una de las estaciones:

Bodega

Se aplica la ecuación:

$$\text{Éxito de trapeo} = \frac{\text{Número de animales capturados}}{\text{Esfuerzo de captura}} \times 100$$

El esfuerzo de captura será para la primera unidad de muestreo 10 trampas x 3 días = 30

El número total de animales capturados: 4 + 3 + 4 = 11

$$\text{Éxito de trapeo} = \frac{11}{30} \times 100 = 36.6$$

Taller

El esfuerzo de captura para la segunda estación de muestreo será también 10 trampas x 3 días = 30

El número total de animales capturados: 5 + 3 + 2 = 10

$$\text{Éxito de trapeo} = \frac{10}{30} \times 100 = 33.3$$

Parque posterior

Se repite el mismo esfuerzo de captura: 10 trampas x 3 días = 30

El número total de animales capturados: 2 + 2 + 1 = 5

$$\text{Éxito de trapeo} = \frac{5}{30} \times 100 = 16.6$$

Parque delantero

El esfuerzo de captura es el mismo: 10 trampas x 3 días = 30

El número total de animales capturados: 0 + 1 + 0 = 1

$$\text{Éxito de trapeo} = \frac{1}{30} \times 100 = 3.3$$

Como se observa, los resultados indican una diferencial de utilización del espacio que permite identificar las áreas críticas.

La información sobre los diferenciales de utilización del espacio por parte de los roedores es la base para el diseño de la estrategia de control directo a desarrollar en el marco del programa de control. A partir de ella se definirá la secuenciación, frecuencia y cantidad de rodenticidas a aplicar en cada sector, así como también las acciones de ordenamiento ambiental necesarias para revertir el estado favorable para la presencia de roedores que pudieran mostrar determinadas variables ambientales dentro del área.

La concentración de los esfuerzos en las intervenciones de control de roedores deberá dirigirse a los sectores en donde los individuos encuentran la mejor combinación de factores para agruparse en aglomerados o parches, dejando porciones del espacio relativamente desocupadas. Ésta es la información más valiosa proporcionada por los estudios de estimación de infestaciones.

Si se quisiera medir el impacto de una hipotética acción de control, bastaría con repetir el procedimiento a los 60-90 días de finalizado el control directo complementario colocando la igual cantidad de puntos de captura en los mismos sitios durante idéntico período de tiempo.

5.5.3. Valor umbral

Si bien subsisten profundas controversias (75, 76, 77, 78, 79, 80, 81), a modo referencial, en contextos urbanos y periurbanos resulta válido considerar como altos los índices de captura superiores a 5 (82).

5.5.4. Elementos de captura

Para captura de *Rattus norvegicus* y *Rattus rattus*

Trampas tipo *Tomahawk* o trampas-jaula: Las trampas más ampliamente utilizadas son trampas de captura viva de malla de alambre. Consiste en una jaula metálica con una puerta-trampa con un gatillo o disparador en el que se coloca el cebo. El animal, al tirar de éste, acciona el disparador y la puerta se cierra sin posibilidades de ser abierta desde el interior. Su medida habitual es de 31 cm de largo, 17 de ancho y 14 de alto (31 x 17 x 14 cm), aunque varía de acuerdo al fabricante.

Es recomendable dar mayor tensión al resorte que la originalmente ofrecida por los fabricantes; esto se logrará acortándolo o aumentando la distancia entre los puntos de fijación. De esta manera se evitará que, una vez cerrada, la puerta pueda ser abierta por la presión ejercida por el animal sobre ella. También es conveniente curvar levemente el marco inferior de la puerta para impedir que, al cerrarse, ampute la cola del animal atrapado.



Imagen 27. Trampa tipo Tomahawk o trampas-jaula.

Para captura de *Mus musculus*

Trampas tipo Sherman. Son trampas de captura viva construidas en aluminio o acero galvanizado perforadas, livianas y en diferentes tamaños. Son plegables, lo que facilita su transporte. La presión ejercida por el animal al ingresar en la trampa libera el mecanismo de acción que mantenía la puerta abierta. Pesan aproximadamente 200 g y al estar plegadas presentan un grosor de 1,5 cm. Se presentan en dos tamaños: de 27,5 x 8 x 9,5 y de 23 x 8 x 9,5 cm.



Imagen 28. Trampa tipo Sherman.

5.5.5. Selección de los sitios de ubicación de trampas

El correcto uso de trampas, cualquiera que sea su tipo, exige su colocación en los sitios por donde usualmente transitan los roedores. Las pautas son las siguientes:

***Rattus norvegicus* y *Rattus rattus*.**

- En espacios interiores, se colocarán las trampas Tomahawk a 20 cm de paredes u otras superficies verticales. Se ubicarán en posición perpendicular a ellas, con la puerta abierta hacia la pared. Cerciorarse que el dispositivo esté lo suficientemente alejado de obstáculos para permitir el correcto cierre.
- Cuando sea posible, las trampas se dispondrán en espacios donde haya evidencias de actividad de roedores o en su defecto, se las presume.
- Otros lugares adecuados para situar trampas son las cercanías (50 a 100 cm) de áreas de descanso (esquinas interiores formando ángulos de 90 grados) y de alimentación de roedores.
- En exteriores, se colocarán en contacto con las construcciones u otros espacios de tránsito o refugio (leña, escombros, maquinarias) respetando, siempre que sea posible, la posición indicada para la colocación en interiores. Es admitida cierta flexibilidad.
- Para la captura de *Rattus rattus*, afecta a las alturas, las trampas se sujetarán con alambre a vigas, tuberías u otros lugares de tránsito.
- En todos los casos, deberán estar perfectamente afirmadas para evitar que el contacto de los animales con ellas genere movimientos que los ahuyenten. Antes de la instalación, es conveniente cerciorarse de que el suelo base sea lo suficientemente plano. Eventualmente, podrán eliminarse pequeños objetos que provoquen inestabilidad.
- *Rattus rattus* puede descender a alimentarse a nivel del terreno. El lugar donde se alimentan también será un buen sitio para la activación de trampas. Dichas fuentes de alimentación podrán ser identificadas ya sea por manchas de grasa descendentes hacia ellas desde estratos superiores o por otros indicios (excrementos, daños, roeduras).
- Por último, preferentemente, las trampas serán ubicadas en sectores que estén fuera de caminos, veredas, rutas u otras áreas de actividad humana.
- Colocar una tira de cinta blanca adhesiva (de aproximadamente 10 cm de longitud) sobre la parte superior del lado más cercano a la puerta de la trampa. Esta cinta puede usarse para numerar las trampas.
- La colocación se efectuará a última hora de la tarde y la revisión será efectuada lo más temprano posible en la mañana.

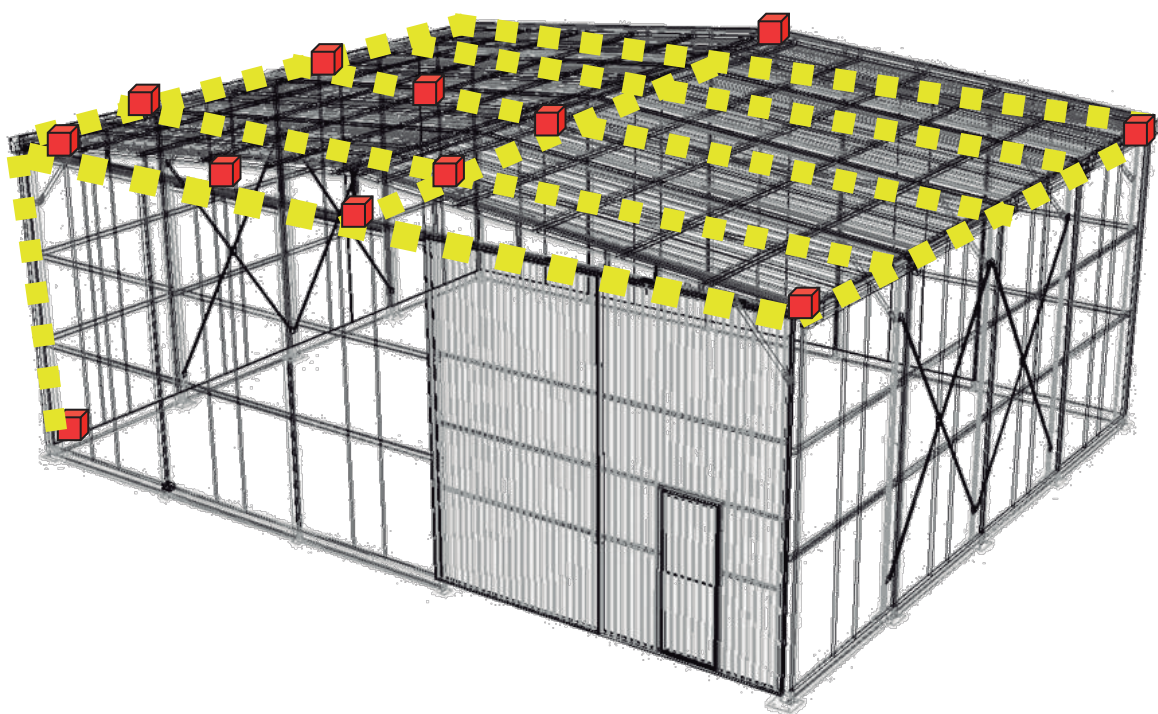


Imagen 29. Los puntos azules indican los desplazamientos esperados para *Rattus norvegicus* en áreas interiores. Los puntos rojos, la ubicación de trampas en el perímetro; se priorizará su colocación en espacios con ángulos de 90 grados.

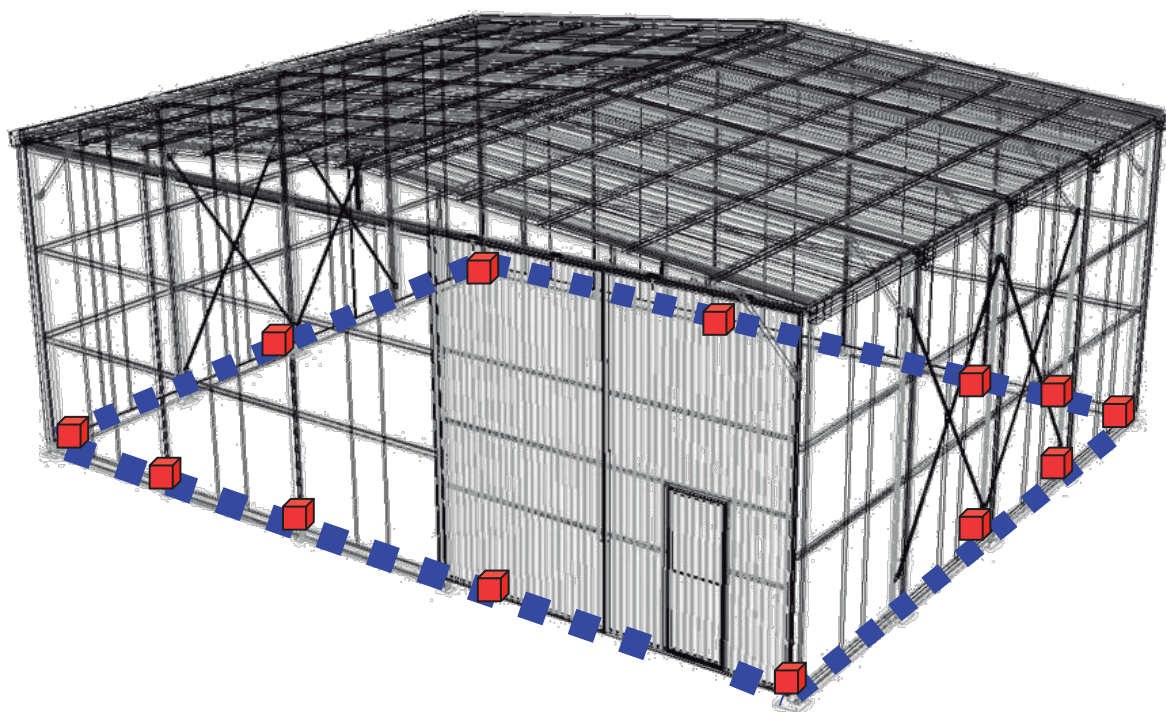


Imagen 30. Los puntos amarillos indican los desplazamientos esperados para *Rattus rattus* con un hipotético trayecto de descenso para alimentarse. Las trampas se colocarán en aquellos tramos del trayecto que converjan hacia la ruta de descenso, en ángulos de 90 grados y en las cercanías de la fuente de alimentación detectada.

Mus musculus

- En espacios interiores, las trampas Sherman serán colocadas, en contacto contra las paredes u otras superficies verticales de forma paralela a ellas, de modo tal que el tránsito natural del roedor lo lleve a atravesar la trampa.
- Disponer también trampas en espacios donde haya evidencias de actividad de ratones (excrementos, papeles desmenuzados o alimentos comidos).
- Colocar también trampas en la parte superior e inferior de estibas, debajo de muebles y detrás de motores.
- Colocar trampas en altillos y desvanes.

La limitación para la elección del sitio de captura está dada por la probabilidad de que los dispositivos sean detonados o robados por quienes los descubran.

Para minimizar esto, es recomendable tratar de que las personas habiten o trabajen en el área asuman responsabilidades dentro de las acciones de monitoreo, por ejemplo, involucrándolas en la custodia de los dispositivos. Será un buen modo de persuadirlos sobre la trascendencia de preservar intacto el sistema.

No obstante, para minimizar este tipo de riesgos, es recomendable no prolongar el trapeo por más de dos noches.

5.5.6. Elección de cebos**Rattus norvegicus**

Se recomienda la utilización de trozos de 3-4 cm de grasa vacuna o porcina. Es conveniente tener en cuenta que su consistencia deberá impedir que sea desmenuzado por los roedores sin accionar el disparador.

Rattus rattus

Puede utilizarse el mismo cebo que para *Rattus norvegicus*. La manzana sin cáscara cortada en trozos de 3 cm también brinda excelentes resultados.

Mus musculus

Se usarán trozos de grasa vacuna o porcina de 2 cm impregnados con manteca de maní o sencillamente, manteca de maní.

El cebo alimenticio de elección será la grasa vacuna o porcina cuya consistencia impida que los roedores la desmenucen sin accionar el disparador de la trampa. Se colocará en trozos de 3 o 4 cm para *Rattus norvegicus* y *Rattus rattus*, y en trozos de 2 cm untado con manteca de maní, para *Mus musculus*.

Durante la colocación de trampas:

- Evitar el contacto con animales domésticos y mascotas.
- No fumar.
- Si se utilizan guantes descartables, una vez colocados, se lavarán cuidadosamente antes de iniciar las tareas con la finalidad de eliminar el olor al material y el perfume del talco con el que suelen estar envasados.

5.6. PROTOCOLOS DE TRAMPEO

El presente punto describe las principales pautas generales que se deben tener en cuenta a la hora realizar el trapeo.

5.6.1. Protocolo de trapeo (para Coordinación del Programa)**Materiales y equipos**

- 14 Trampas Tomahawk (10 para colocar y 4 para reponer luego del primer día) por cada estación de muestreo.
- 14 Trampas Sherman (10 para colocar y 4 para reponer luego del primer día) por cada estación de muestreo.
- Cebos.
- Planillas de Estación de Muestreo ([Punto 5.7](#)).
- Tablillas porta hojas.
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo para cada operador según [Anexo VIII](#).
- Credencial de identificación personalizada para cada operador.
- Cinta adhesiva.
- Marcador indeleble.
- Lapiceras.
- Bolsas rojas para transporte de animales.
- 1 vehículo para transporte de personal.

- Mapa del área de trabajo.

Preparación

1. Delimitar y volcar sobre un mapa del área de trabajo las unidades ambientales que la conforman ([Anexo I](#)).
2. Recorrer el área para prefijar la localización y número de estaciones de muestreo a establecer.
3. Definir al menos una estación de muestreo por unidad ambiental. Consignar en el mapa la ubicación decidida para cada una de ellas.
4. Asignar a cada estación de muestreo un número inequívoco.
5. Ya conocido el número total de estaciones de muestreo a activar, conformar los equipos de trabajo (compuestos por dos personas cada uno) necesarios para realizar la labor en una tarde, asignando a cada grupo la colocación de tres estaciones de muestreo.
6. Generar un mapa para cada grupo de trabajo, consignando en él únicamente las estaciones de muestreo en las que le corresponderá trabajar
7. Preparar los cebos alimenticios el día anterior y conservarlos en una bolsa plástica en heladera.
8. Verificar el funcionamiento de cada una de las trampas a emplear.
9. Numerar externamente cada trampa con una cinta adhesiva colocada en la parte superior, con un número único de identificación escrito con tinta indeleble.

Primer día

1. Explicar detenidamente a cada grupo la actividad a realizar y su rol en ella.
2. Planificar la salida para llegar al área de trabajo, cebar y colocar todas las trampas antes de que oscurezca.
3. Entregar a cada grupo 10 trampas Tomahawk y 10 trampas Sherman por estación de muestreo, cebos, mapa del área con las estaciones de muestreo asignadas y la Planilla de Estación de Muestreo y credencial de identificación.
4. Entregar a cada operador uniforme de trabajo y guantes ([ver Anexo VIII](#)).
5. Se aconseja que un miembro de la Coordinación del Programa acompañe a cada grupo, para asegurar la correcta realización del muestreo.
6. Una vez seleccionada la ubicación de las estaciones de muestreo, y ya en el sector prefijado para su localización, es conveniente recorrer el área antes de instalar las trampas y solicitar permiso a los dueños o responsables de los predios involucrados. La disposición de la estación de muestreo dependerá de las características intrínsecas del área seleccionada para su colocación, no existe una distribución espacial de trampas predefinida.
7. Indicar a los operarios dónde colocar las 10 trampas Tomahawk y las 10 trampas Sherman que compondrán la primera de las estaciones siguiendo las especificaciones del [punto 5.5.5](#) del presente Anexo.
8. Corroborar que el agente haya completado la Planilla de Estación de Muestreo (excepto los resultados noche 1 y noche 2) y que consignó la ubicación de cada trampa en el croquis.
9. Repetir la operación en cada estación de muestreo.
10. Cumplir y supervisar el cumplimiento de todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad ([Anexo VIII](#)).

Segundo día

1. Por la mañana, supervisar la revisión de cada una de las 20 trampas colocadas en cada estación y la consignación de la información en la Planilla de Estación de Muestreo (resultados noche 1) de lo sucedido en cada una de ellas de acuerdo a como se indica en el [punto 5.7](#) de este Anexo. Se recomienda que lo hagan los mismos operadores que las colocaron, puesto que ellos recordarán su ubicación exacta.
2. Supervisar el retiro de las que hayan obtenido capturas y su sustitución por otras nuevas provenientes de la cantidad reservada para tal fin.
3. Solicitar a los operadores que comprueben que el cebo esté en condiciones en las que no han sido disparadas. Ante el menor signo de contacto de hormigas con el cebo, éste deberá ser repuesto ya que probablemente estén alteradas sus propiedades organolépticas.
4. Si alguna hubiera sido disparada, pero no presentara captura, comprobar que el cebo está en buenas condiciones y activar nuevamente.
5. En ningún caso se modificarán la ubicación y la cantidad de trampas instaladas originalmente.
6. Las trampas con animales capturados serán colocadas en bolsas rojas, activando los protocolos de bioseguridad y de recolección de muestras del [Anexo VI](#) y [Anexo VIII](#).
7. Luego de sacar el animal, asegurar el lavado y guardado de las trampas ([Anexo VIII](#)) para su posterior uso en otra estación de muestreo.
8. Cumplir y supervisar el cumplimiento de todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad ([Anexo VIII](#)).

Tercer día

1. Repetir el procedimiento en cada estación retirando todas las trampas. Las que posean capturas seguirán los protocolos del [Anexo VI](#) y [Anexo VIII](#) de transporte, lavado y recolección de muestras de animales. Las que no posean capturas, serán lavadas de acuerdo al protocolo del [Anexo VIII](#) y guardadas en bolsas plásticas (lejos de insecticidas y otros químicos) para ser utilizadas la siguiente vez.
2. Supervisar la consignación de la información en la Planilla de Estación de Muestreo (resultados noche 2) de lo sucedido en cada una de ellas de acuerdo a como se indica en el [punto 5.7](#) de este Anexo. Se recomienda que lo hagan los mismos operadores que las colocaron, puesto que ellos recordarán su ubicación exacta.

3. A partir de los datos obtenidos de cada estación de muestreo, de calcularán los índices correspondientes (*Anexo V*) que se volcarán al mapa de riesgo (*Anexo I*).
4. Cumplir y supervisar el cumplimiento de todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad (*Anexo VIII*).

5.6.2. Protocolo de trampeo (para operadores de campo)

Primer día

Materiales y equipos

- 10 trampas Tomahawk por cada estación de muestreo asignada.
- 10 trampas Sherman por cada estación de muestreo asignada.
- Cebos
- Planillas de Estación de Muestreo
- Tablillas porta hojas
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo.
- Credencial de identificación
- Croquis del área de trabajo con la ubicación de las estaciones de muestreo asignadas

Procedimiento

1. Colocar el cebo en las trampas a medida que estas son activadas.
2. Colocar las trampas Tomahawk en los lugares indicados por el representante de la Coordinación del Programa. En lo posible, en posición perpendicular a las paredes o a otras superficies verticales a unos 20 cm, y con la puerta abierta hacia ellas. Cerciorarse que el dispositivo esté lo suficientemente alejado de obstáculos para permitir el correcto cierre (*punto 5.5.5* de este Anexo).
3. Para la captura de *Rattus rattus*, afecta a las alturas, las trampas se sujetarán con alambre a vigas, tuberías u otros lugares de tránsito.
4. Colocar el sistema de disparo lo más sensible posible. Para ello el enganche entre las dos piezas que activan el dispositivo deberá estar lo más cercano posible a sus bordes.
5. Las trampas Sherman serán colocadas en interiores, en contacto contra las paredes u otras superficies verticales de forma paralela a ellas, de modo tal que el tránsito natural del roedor lo lleve a atravesar la trampa.
6. Las trampas Sherman también se podrán disponer en espacios donde haya evidencias de actividad de ratones (excrementos, papeles desmenuzados o alimentos comidos), en la parte superior e inferior de estibas, debajo de muebles, detrás de motores y en altillos y desvanes.
7. En todos los casos, ambos tipos de trampas deberán estar perfectamente afirmadas para evitar que el contacto de los animales con ellas genere movimientos que los ahuyenten.
8. Completar la Planilla de Estación de Muestreo (excepto resultados de noche 1 y noche 2) precisando el domicilio exacto en el que fue colocada la trampa y marcar su ubicación en el croquis.
9. No fumar ni tener contacto con animales domésticos o mascotas durante todo el procedimiento.
10. Repetir la operación en cada estación de muestreo.
11. Cumplir todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad (*Anexo VIII*).

Segundo día

Materiales y equipos

- 4 trampas Tomahawk por cada estación de muestreo asignada.
- 4 trampas Sherman por cada estación de muestreo asignada.
- Cebos
- Planillas de Estación de Muestreo usadas el día anterior.
- Tablillas porta hojas
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo.
- Credencial de identificación
- Mapa del área de trabajo con la ubicación de las estaciones de muestreo asignadas y la localización de las trampas, usado el día anterior.
- Bolsas rojas para transporte de animales.

Procedimiento

1. Revisar cada una de las 20 trampas colocadas en cada estación y consignar en la Planilla de Estación de Muestreo (Resultados noche 1) lo sucedido en cada trampa, como se indica en el *punto 5.7* de este Anexo.
2. Retirar de las que hayan obtenido capturas y sustituirlas por otras nuevas provenientes de la cantidad reservada para tal fin.
3. Las trampas repuestas mantendrán la numeración de la trampa original.
4. En las trampas que no han sido disparadas, comprobar que el cebo esté en condiciones. Ante el menor signo de contacto de hormigas con el cebo, éste deberá ser repuesto.
5. Si alguna hubiera sido disparada, pero no presentara captura, comprobar que el cebo está en buenas condiciones y activarla nuevamente.
6. En ningún caso se modificarán la ubicación y la cantidad de trampas instaladas originalmente.
7. Las trampas con animales capturados serán colocadas en bolsas rojas y llevados al vehículo para su transporte
8. Cumplir todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad (*Anexo VIII*).

Tercer día**Materiales y equipos**

- Planillas de Estación de Muestreo usadas el día anterior.
- Tablillas porta hojas
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo.
- Credencial de identificación
- Croquis del área de trabajo con la ubicación de las estaciones de muestreo asignadas usado el día anterior.
- Bolsas rojas

Procedimiento

1. Repetir el procedimiento en cada estación, pero retirando todas las trampas. Las que posean capturas serán colocadas en bolsas rojas y llevadas para el vehículo para su transporte. Las que no posean capturas también serán colocadas en bolsa y trasladadas para su limpieza.
2. Completar la Planilla de Estación de Muestreo (resultados noche 2) con lo sucedido en cada trampa.
3. Cumplir todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad (*Anexo VIII*).

5.7. PLANILLA DE ESTACIÓN DE MUESTREO

La localización y resultados obtenidos por las estaciones de muestreo serán registrados en una Planilla de Estación de Muestreo, cuyo modelo se adjunta a modo de orientación:

Ficha 4. Planilla de Estación de Muestreo

Planilla de Estación de Muestreo			
Estación de muestreo n°		Fecha de Activación	
Ubicación			
Barrio / sitio		Ambiente	
Trampa n°	Localización	Resultado Noche 1	Resultado Noche 2

Estación de muestreo n°: número de orden asignado a la estación.

Fecha de activación: fecha en que se activan las trampas.

Barrio/sitio: especificar la localización lo más exacta posible. Por ejemplo, si la estación ocupa tres manzanas, mencionar sus números.

Ambiente: cada estación debe estar ubicada en una sola unidad ambiental/ambiente y debe mencionarse. Por ejemplo: pastizal.

N° de trampa: incluir el número de trampa asignado a cada una.

Localización: la ubicación exacta dentro de la estación. Por ejemplo, peridomicilio. Manzana 8, casa 31.

Resultado noche 1/Resultado noche 2: Se presentarán cuatro opciones posibles de resultado: a) SC: sin captura; b) RN: *Rattus norvegicus* capturado; c) RR: *Rattus rattus* capturado y d) MM: *Mus musculus* capturado.

Una copia de esta planilla será remitida junto con los animales al lugar de procesamiento.

Anexo VI. Métodos de recolección de muestras de roedores para vigilancia de Peste

La preparación, obtención y transporte de las muestras originadas en los roedores capturados es una vertiente importante de los programas de control de roedores en contextos de riesgo de peste. El proceso comprende los siguientes pasos:

Pasos de la recolección de muestras de roedores

1. Selección de lugar de procesamiento
2. Registro del animal
3. Anestesiado
4. Obtención de muestra de sangre
5. Registro de parámetros morfométricos y reproductivos
6. Recolección de ectoparásitos
7. Toma de muestra de órgano
8. Remisión de muestras al laboratorio

6.1. SELECCIÓN DEL LUGAR DE PROCESAMIENTO

Si dentro del programa de control se realizarán estudios que involucren el procesamiento de los roedores, previamente al comienzo de las actividades deberá localizarse un área adecuada para montar el laboratorio.

PUNTOS CLAVE

- El lugar (habitación, galpón, carpa) deberá estar ubicado en un sector separado y deberá disponer de un ventilador o ventanas que permitan una buena ventilación del lugar (100, 101).
- El lugar de procesamiento puede también ubicarse al aire libre, cerca del área de control, en un sitio separado, alejado de la circulación humana, ganado u otros animales domésticos.
- Las normas de bioseguridad para esta práctica deberán ser definidas por protocolos independientes a los establecidos para las restantes actividades del programa.
- Los equipos de protección personal básicamente constarán de:
 - 1) Ropa de cirugía descartable atada en la espalda (camisolín) u overoles descartables.
 - 2) Cubrecalzados (cubrebotas) descartables.
 - 3) Dos pares de guantes de látex.
 - 4) Respirador con fuente de purificación de aire o respiradores de media cara y anteojos protectores. Los respiradores deberán ser con filtros HEPA (filtros de alta eficiencia).
- Al finalizar el trabajo, el material descartable (camisolines u overoles, guantes y cubrebotas) deberá ponerse en bolsas plásticas bien cerradas y descartarse siguiendo las normas y reglamentos locales.
- Luego de la toma de muestras, los cadáveres deberán ser rociados con una solución de hipoclorito de sodio a 10.000 ppm (solución comercial doméstica diluida al 40 %) y colocados en doble bolsa plástica y eliminados como se describió anteriormente (*Anexo VIII Punto 8.3.5.1*).

6.2. REGISTRO DEL ANIMAL

Antes de iniciar el proceso de toma de muestra, se otorgará al animal un número de identificación que se consignará en el espacio "Roedor n°" de la ficha de registro del roedor que se incluye al final de este punto. También se consignará la especie, la fecha de captura, el lugar de captura con la mayor precisión posible (domicilio, manzana, barrio, intra o peridomicilio), y el número de trampa que lo capturó. Estos últimos datos serán extraídos de las Planillas de Estación de Muestreo.



Imagen 31. Se otorgará al animal un número de identificación que se colocará de modo visible en una de sus patas o en su cola antes de iniciar el proceso de toma de muestra y se consignará en la ficha de registro del roedor.

Ficha 5. Registro del roedor

Ficha de registro del roedor			
Roedor n°		Fecha de captura	
Lugar de captura:			
Trampa n°:		Especie	
Sexo:	Macho - Hembra	Edad:	Joven - Adulto
Testículos:	Escrotales - Abdominales	Vagina:	Abierta - Cerrada
Pezones:	Lactantes - No lactantes	Pezones:	Lactantes - No lactantes
Longitud total		Longitud colal	
Peso	Ectoparásitos:		Si - No

6.3. ANESTESIADO

Luego de capturados, los roedores se trasladarán al lugar de procesamiento. Después de que todo el personal se haya colocado su equipo de protección, se abrirán las bolsas plásticas que contienen las trampas con los animales capturados. El procedimiento continuará de la siguiente manera:

Trampas Tomahawk

- Colocar un trozo de algodón embebido en éter dentro de una bolsa plástica (preferiblemente transparente) de 100 x 110 cm y al menos 70 micrones de espesor.
- Sacar la trampa que contiene el animal de su bolsa plástica y colocarla en la bolsa con el algodón embebido en éter (u otra alternativa de anestésico inhalable). Cerrarla y dejarla durante aproximadamente tres minutos o hasta que el animal quede anestesiado (el tiempo requerido es sumamente variable entre ejemplares). Se deberá evitar la muerte del animal para lo que se deberá prestar atención en no exceder el tiempo de inhalación de vapores de éter.
- Cuando el animal esté inmóvil y no responda a estímulos, sacarlo de la bolsa y de la trampa y colocarlo con el vientre hacia arriba sobre la tabla de disección de corcho o poliestireno expandido (tecnopor) de alta densidad, de 50 x 50 cm protegida con plástico blanco.
- Fijar el animal a la plancha mediante sus extremidades con horquillas metálicas.



Imagen 32. El anestesiado se realiza colocando al animal en una bolsa plástica para ser sometido a vapores de éter durante un promedio de tres minutos. Sin embargo, el tiempo requerido es sumamente variable entre ejemplares, por lo que se deberá prestar atención en no exceder el tiempo de inhalación para evitar la muerte del ejemplar. (Cortesía Silvia Ramírez Aguilar).

Trampas Sherman

- Colocar un trozo de algodón o gasa empapado en éter (u otra alternativa de anestésico inhalable) dentro de la bolsa plástica de anestesia (funciona muy bien una bolsa de cierre hermético de 30 cm x 30 cm) y sellar la bolsa.
- Sacar la trampa que contiene el animal de su bolsa plástica.
- Envolver la abertura de la bolsa de anestesia alrededor de la boca de la trampa con la mano por fuera de la bolsa, empujar la puerta de la trampa de modo que quede totalmente abierta hacia adentro de la bolsa plástica; con un fuerte sacudón hacia abajo, arrojar el animal capturado dentro de la bolsa y sellarla (101).
- Observar al animal hasta que esté inmóvil y no responda al estímulo. Luego, sacarlo de la bolsa y colocarlo en la tabla de disección para el procesamiento.

6.4. OBTENCIÓN DE MUESTRA DE SANGRE

Por su carácter de procedimiento terminal y por permitir la extracción de grandes volúmenes de sangre, la punción intracardiaca es la técnica escogida (102, 103). El procedimiento comprende (101):

Rattus norvegicus y *Rattus rattus*

- Utilizar una aguja de 3,75 cm y 21-23 G y una jeringa de 5 cc, soltar el cubreaguja y probar el émbolo para ver que si se desplaza suavemente. La aguja deberá ser suficientemente larga para penetrar en el ventrículo y se debe mantener un vacío en la jeringa durante la entrada de la aguja.
- Cubrir por aspiración el interior de la jeringa con heparina y luego volver la heparina al recipiente.
- Con el dedo índice de la mano izquierda, ubicar la protuberancia xifoidea. Con la jeringa en la mano derecha, insertar la aguja justo debajo de este punto, dirigir la aguja hacia el área en la que se sienta el máximo pulso cardíaco y retirar el émbolo suavemente para crear un ligero vacío. Continuar presionando la aguja dentro de la cavidad torácica en un ángulo de 20° sobre la horizontal, hasta que se penetre al corazón y la sangre comience a fluir. La aguja deberá fijarse en ese punto con los dedos de forma que no sea retirada del ventrículo inadvertidamente. Retirar el émbolo lentamente hasta que la jeringa se llene, manteniendo un ligero vacío. Si antes de que se haya obtenido suficiente sangre el flujo cesa, retirar la aguja suavemente (la aguja puede haber atravesado la parte posterior del corazón) o ajustar la posición de la aguja hasta que se restablezca el flujo de sangre.
- Cuando se haya obtenido el volumen de sangre final, soltar la presión negativa sobre el émbolo y retirar la aguja de la cavidad torácica. Sin sacar la aguja, suavemente expeler parte de la sangre dentro de un tubo al vacío con EDTA de 3cc y embeber dos tiras de papel filtro (cintas o tiras de Nobuto) con la otra parte. Anotar con lápiz los datos del animal en cada tira y dejar secar a temperatura ambiente. Luego poner en un sobre para enviar al laboratorio.
- Descartar la jeringa y aguja dentro del recipiente para material punzante sin colocar el cubreaguja plástico.

Mus musculus

- En el caso de *Mus musculus*, el sangrado del plexo retroorbital (grupo de venas detrás del ojo) con tubos capilares o pipetas Pasteur es preferible a la punción cardíaca debido al peligro asociado con el uso de agujas.
- El procedimiento se realizará del siguiente modo (101): mirando la superficie dorsal del roedor, colocar el dedo pulgar de la mano izquierda sobre la parte superior de la cabeza y el dedo índice bajo la garganta. Apretar juntos el índice y el pulgar para deslizar la piel hacia la izquierda de modo que quede tirante del lado derecho de la cabeza del animal y deje al descubierto el globo ocular.
- Introducir la porción terminal del tubo capilar heparinizado en la esquina posterior del ojo (canto lateral), detrás del globo ocular. Puede servir de blanco una almohadilla blanca de grasa ubicada detrás del ojo. El tubo deberá estar perpendicular a la cara del roedor y deberá inclinarse hacia abajo en dirección a un criovial abierto y rotulado. Cuando el tubo capilar alcanza la parte posterior de la órbita y se palpa el hueso, rotar un poco el capilar contra el hueso para romper las vénulas y para que empiece a fluir la sangre.
- Retirar el tubo suavemente alejándolo del hueso, para permitir que la sangre entre al tubo sin obstrucción.
- Cuando la sangre comienza a fluir dentro del tubo capilar, colocar la parte libre del tubo sobre la boca de un criovial para permitir que la sangre gotee dentro del vial. Si el flujo de sangre ensucia el tubo o la cara del animal, retirar el tubo delicadamente para limpiar la obstrucción de la entrada. Puede ser necesario rotar el tubo ocasionalmente o moverlo hacia adentro y afuera del seno para mantener el flujo de sangre. Si el flujo se bloquea a la entrada por un coágulo, retirar el tubo, colocarlo dentro del criovial y sangrar con un tubo limpio. Continuar colectando la sangre hasta que el flujo cese o hasta que se haya obtenido la cantidad de sangre deseada. Se puede obtener un volumen de 0,5 ml de sangre de los roedores sanos.
- Sacar el tubo capilar del ojo y colocarlo temporalmente dentro del criovial.
- Soltar la presión sobre la piel y, con un pequeño pedazo de gasa estéril, apretar por unos segundos cerrando el ojo afectado para detener el sangrado y sacar el exceso de sangre del área. Descartar la gasa en una bolsa de bioseguridad.
- Suavemente tocar el tubo capilar contra la pared del criovial para extraer la mayor cantidad de sangre posible. No se debe tratar de expulsar el resto de la sangre con una bomba de goma o jeringa, ya que esto puede generar aerosoles infecciosos.
- Descartar el tubo capilar en el recipiente para material punzante.
- Colocar la tapa sobre el criovial y cerrar bien.
- Las muestras de sangre deberán ser conservadas adecuadamente hasta su envío al laboratorio que realizará los análisis correspondientes.

Final común del procedimiento

- Aunque este procedimiento es terminal, hay que asegurar la muerte después de la exanguinación administrando una sobredosis de anestésico mediante la colocación de algodón embebido en éter en la zona nasal.
- Las muestras serán volcadas en la Ficha de muestras de roedores que se incluye al final de este punto. Una copia de ella será enviada al laboratorio junto con las muestras.

Ficha 6. Muestras de roedores

Ficha de muestras de roedores				
Nº muestra	Fecha de obtención de muestra	Especie	lugar de captura ¹	Tipo de muestra ²

1 Indicar si el animal fue capturado en el intradomicilio, peridomicilio, o en ambiente silvestre.

2 Indicar si se remite muestra de hígado o bazo – sangre.



Imagen 33. Por su carácter de procedimiento terminal y por permitir la extracción de grandes volúmenes, la punción intracardiaca es la técnica escogida para la toma de muestra de sangre (cortesía Lorena Jaramillo).

6.5. REGISTRO DE PARÁMETROS MORFOMÉTRICOS Y REPRODUCTIVOS

1. Anotar el sexo y la condición reproductiva del animal en la Ficha de Registro del Roedor que se incluyó en el [punto 6.2.](#) de este Anexo. Para los machos, los testículos pueden haber descendido dentro del escroto o ser abdominales. Para las hembras, la vagina puede estar perforada o cerrada. Los pezones pueden distinguirse entre lactantes o no lactantes (esto se determina apretando suavemente un pezón entre el pulgar y el dedo índice).
2. La edad del animal puede registrarse (subjetivamente) según las medidas y fisonomía como juvenil o adulto.
3. Largo total: Colocar el animal sobre una superficie con la parte ventral hacia arriba y sostenerlo de modo que el cuerpo y la cola estén derechos y tirantes pero no estirados. Medir la distancia desde la punta de la nariz a la punta de la parte carnosa de la cola, excluir cualquier pelo que se proyecte más allá de la punta.
4. Largo de la cola: Colocar el animal con la parte ventral hacia abajo y doblar la cola hacia arriba en un ángulo recto. Medir desde la curvatura de la base posterior de la cola hasta la punta de la parte carnosa, excluir los pelos que se proyectan más allá. También puede colocarse al animal en posición lateral y extender su cola en forma recta.
5. Pesar al animal y registrar el resultado en gramos.



Imagen 35. El pasaje de un peine patrullero en ambos sentidos del pelaje recorriendo todo el cuerpo del animal es la base de la búsqueda y recuento de ectoparásitos. También deben ser buscadas en la bolsa de anestesiado y en la tabla de disección (cortesía Silvia Ramírez Aguilar).

6.6.1. Indicadores entomológicos

La densidad de la población de pulgas varía principalmente por la distribución irregular en los roedores, variaciones estacionales, concentraciones anormales en huéspedes individuales como resultado de epizootias de peste y otros factores (105).

La densidad poblacional debe ser cuantificada mediante índices estandarizados en la captura de roedores. Se utilizan principalmente dos índices para determinar el riesgo de transmisión de peste: Índice General de Pulgas (IGP) y el Índice Específico (IE).

Índice General de Pulgas (IGP)

Permite medir la relación del total de pulgas colectadas en la población de roedores capturados en una localidad determinada.

$$\text{IGP} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de pulgas colectadas}}{\text{N}^\circ \text{ de roedores capturados}}$$

Índice Específico (IE)

Se calcula dividiendo el número de pulgas de una especie particular entre el número total de roedores de una especie particular.

$$\text{IE} = \frac{\text{N}^\circ \text{ pulgas por especie}}{\text{N}^\circ \text{ roedores por especie}}$$

IE > 1 con relación a la Xenopsylla cheopis es indicativo de situación de riesgo.

6.7. TOMA DE MUESTRAS DE ÓRGANOS

Previo asepsia del abdomen del animal, se realizará la incisión en la línea media abdominal y se obtendrá una muestra estéril de hígado y bazo que serán colocados en medio de transporte Cary-Blair y mantenidos entre 4 a 8°C y enviados al centro de referencia (105, 106). Las muestras obtenidas serán agregadas en la Ficha de muestras de roedores.



Imagen 36. Previa asepsia del abdomen del animal, se realizará la incisión en la línea media abdominal y se obtendrá una muestra estéril de hígado y bazo (cortesía Lorena Jaramillo).

6.8. REMISIÓN DE MUESTRAS AL LABORATORIO

Para la calidad de los análisis y con ello de los resultados es decisiva la rapidez con la que una muestra llega al laboratorio en cuestión, pero también las condiciones en las que lo hace. El proceso de toma de muestras culmina con el adecuado embalaje y envío de éstas al centro de referencia.

6.8.1. Transporte en empresas comerciales

Si las muestras son remitidas mediante una empresa comercial de transporte, ya sea terrestre o aéreo, se debe utilizar un sistema de empaque cuádruple. El procedimiento comprende:

1. Colocar las muestras en envases primarios estériles (tubos, frascos o bolsas), que deben ser sellados individualmente para evitar el contacto con los otros contenidos. Los tubos y frascos con tapa deben ser reforzados con cinta adhesiva para garantizar su hermeticidad. Deben tener una etiqueta con la identificación de la muestra, escrita tinta indeleble o lápiz.
2. Envolver a su vez el envase primario con un material absorbente, (algodón, papel absorbente o bolitas de poliestireno expandido) que pueda absorber los contenidos en caso de derrame.
3. Embalar los envases primarios en una bolsa plástica transparente (embalaje secundario), que luego será introducida en una caja isotérmica (embalaje terciario). Se debe incluir material absorbente en la caja.
4. Incluir un sistema de refrigeración mediante la disposición de hielo seco o gel refrigerante en fundas herméticas (ice-pack) entre los contenedores secundarios y terciarios.
5. Recordar que el material debe ser embalado correctamente para que de esta manera las muestras lleguen en buenas condiciones y no presenten riesgo durante su transporte para los animales o personas. Todo material es potencialmente infeccioso, por lo tanto, es esencial incluir las muestras en contenedores que no se quiebren o derramen en el tránsito, y no contaminen a su vez las otras muestras enviadas en conjunto.
6. Sellar y desinfectar las superficies externas la caja isotérmica (embalaje terciario) para garantizar el aislamiento de las muestras.
7. El contenido del envío sólo incluirá las muestras para ser analizadas en el laboratorio y el protocolo o documentación anexa, que deberá ser colocado por fuera de la caja isotérmica, en una bolsa transparente que permita su desinfección y dispuesto de tal manera que facilite su lectura por el personal del laboratorio, sin retirarlo de la bolsa.
8. Incluir la caja isotérmica en una cuarta caja de embalaje de cartón o papel de envolver, la cual debe sellarse con cinta adhesiva. Además colocar con letra grande y clara la información del destinatario y quien remite.
9. El envío de las muestras debe ser de forma rápida y expedita hasta el laboratorio. Si el envío es vía vuelo nacional, por courier y/o por vía terrestre, se debe informar al laboratorio directamente vía telefónica y/o vía e-mail sobre el número de la guía aérea o guía de despacho-encomienda y fecha estimada de entrega.

Para la calidad de los análisis, y con ello de los resultados, es decisiva la rapidez con la que una muestra llega al laboratorio de destino y las condiciones en que lo hace.

6.8.2. Transporte en vehículos propios

Cuando la logística y las distancias entre el lugar de toma de muestras y el laboratorio lo permiten, los envíos se pueden realizar mediante vehículos afectados al Programa. En este caso, los principios de transporte seguro por estos medios son los mismos que se aplican para el transporte por vía comercial: el material no puede tener ninguna posibilidad de salir del embalaje bajo las circunstancias normales de transporte.

Se deben observar las siguientes indicaciones (107):

1. Los recipientes de las muestras deben ser herméticos y a prueba de fugas de líquido.
2. Si el recipiente es un tubo, debe estar herméticamente cerrado con tapa de rosca y colocado en una gradilla de tal forma que mantenga su posición vertical.
3. Los recipientes con especímenes y gradillas deben colocarse en una caja resistente de metal o plástico y a prueba de fugas de líquido, que contenga una cubierta segura y que cierre perfectamente.
4. La caja en donde se transportan los materiales deberá ser asegurada firmemente en el vehículo de transporte.
5. Cada caja de transporte deberá ser etiquetada de forma apropiada y de acuerdo a su contenido.
6. Los formularios con datos y la identificación de los especímenes deben acompañar a cada caja de transporte.

Cada vehículo de transporte deberá tener un kit con material absorbente, desinfectante a base de cloro, un contenedor para desechos a prueba de fugas líquidas y guantes resistentes de uso múltiple.

Anexo VII. Vigilancia y control de roedores en diferentes actividades antrópicas

7.1. MARCO DE REFERENCIA

Más allá de las pautas generales relativas a la aplicación de rodenticidas anticoagulantes que puedan ser comunes a la inmensa variedad de problemas a ser resueltos, la prevención efectiva del daño y el riesgo producido por roedores involucra otros aspectos, íntimamente relacionados con las condiciones contextuales determinadas por la estructura y dinámica de las actividades antrópicas que afectan a los roedores. Por tal motivo, con el ordenamiento del medio a la vanguardia de ellos, tales componentes requieren ser abordados en términos estrictamente prácticos. Al amparo de este pragmatismo, se exponen a continuación algunas pautas para afrontar el control en diferentes situaciones cotidianas en las que los roedores comensales se hacen presentes.

7.2. ACTIVIDAD PECUARIA

La actividad pecuaria involucra al conjunto de explotaciones dedicadas a la producción de animales con fines económicos (tradicionalmente bovinos, porcinos, ovinos, caprinos y aves). Los sistemas de cría intensiva y las prácticas de manejo hacen que este grupo de establecimientos se vea particularmente expuesto a la invasión y colonización de roedores.

PUNTOS CLAVE

- Las fuentes alimentarias están representadas por los piensos que se proporcionan a los animales de cría y, en ocasiones, por los propios animales o sus productos. Los roedores obtienen su alimento en los comederos, en los depósitos de almacenamiento o en los restos que pudieran quedar esparcidos en el ambiente como consecuencia de su manejo. A veces atacan a las crías de los animales (por ejemplo: pollitos bb) o invaden los lugares de almacenamiento de productos (por ejemplo: bodegas de huevos).
- Las pautas básicas de ordenamiento del medio indican que la reducción de fuentes alimentarias resulta especialmente beneficiosa para el éxito del control.
- Deben hacerse los máximos esfuerzos para impedir el acceso de los roedores al interior de los recintos de cría, aunque la realidad de esta industria está lejos de lograrlo, las construcciones a prueba de roedores deben ser la aspiración.
- El ingreso de roedores a los depósitos podrá minimizarse mediante la obturación de vías de ingreso.
- Los restos ambientales de pienso serán recogidos diariamente mediante barrido.
- El manejo deficiente de residuos es recurrente en la actividad pecuaria; animales muertos, excrementos, restos de alimentos y otros desperdicios son dejados al alcance de los roedores con escasas precauciones. Esta acción comporta un favorecimiento de la expansión de las colonias domiciliadas en el sector y genera un centro de

atracción para poblaciones vecinas, lo que a su vez potenciará nuevas colonizaciones e inducirá permanentes inmigraciones de roedores. La incorporación de contenedores herméticos resuelve este aspecto.

- El corte de malezas hasta más allá del perímetro del establecimiento debe ser una práctica periódica.
- El control directo deberá estar basado en la localización de madrigueras y en su tratamiento con rodenticidas anticoagulantes.
- En el interior de los galpones, donde los roedores suelen domiciliarse en grietas del suelo o por sobre los materiales aislantes de los techos, se colocarán bloques parafinados alejados de los comederos y sujetos de modo tal que no puedan ser acarreados.
- Resistencia. Se debe prestar suma atención al grado de eficiencia de los rodenticidas para prevenir contratiempos de este tipo. De presentarse, se debe recurrir a principios activos de baja DL50. Los roedores que se alimentan en los establecimientos poseen una dieta rica en vitamina K, puesto que los piensos para aves de corral, cerdos y terneros (de los que se alimentan las ratas que infestan estos lugares) poseen un suplemento de vitamina K3 que oscila entre los 0 y 12 mg. Esto dificulta la acción del anticoagulante. Cinco mg de vitamina K3 adicionados en 1 kg. de pienso, consumidos en 4 semanas, aumentan la supervivencia de ratas alimentadas con una dosis normal de otro anticoagulante.

El control directo deberá estar basado en la localización de madrigueras y en su tratamiento con rodenticidas anticoagulantes. En el interior de los galpones, donde los roedores suelen domiciliarse en grietas del suelo o por sobre los materiales aislantes de los techos, se colocarán bloques parafinados alejados de los comederos y sujetos de modo tal que no puedan ser acarreados.

El ordenamiento del medio tendrá como principales actividades impedir el ingreso de los roedores a los recintos de cría, lograr la hermeticidad de los depósitos de piensos y productos, el adecuado manejo de residuos y corte periódico de malezas en un perímetro de 50 m en torno a las construcciones. Los recintos a prueba de roedores deben ser un objetivo.

7.3. ACOPIADORES DE GRANOS ALMACENADOS

PUNTOS CLAVE

- Los roedores son una de las principales plagas de los granos almacenados. La oferta de alimento representada por éstos hace inevitable su actividad.
- Los restos de granos y el polvo que permanecen dentro de las instalaciones son fuente de alimento para los roedores. Por lo tanto, una mala higiene favorecerá la subsistencia de colonias de roedores que atacarán el producto una vez que los silos estén llenos. El incremento del alimento disponible propiciará el rápido aumento de la tasa de reproducción, con las consecuentes pérdidas económicas y riesgos para la salud que esto significa.
- Por tal motivo, la limpieza de las instalaciones debe realizarse antes de la cosecha y debe mantenerse durante el resto del ciclo operativo. Las operaciones de limpieza deben estar destinadas a eliminar alimento potencial para roedores e incluirán:
 - o Transportadores de granos: norias, sinfines, caños de carga y descarga, cintas transportadoras.
 - o Vehículos de transporte: camiones, tolvas, carros.
 - o Estructuras de almacenaje por dentro y fuera: piso, conductos, paredes laterales, techo, bocas de inspección, ventiladores. El cumplimiento estricto de todas las medidas preventivas reduce las infestaciones por roedores, pero en la mayoría de las oportunidades no las evita. En consecuencia, no se puede prescindir totalmente del uso de rodenticidas en el interior de la planta. Sin embargo, la aplicación de estos productos debe ser complementada con la colocación de trampas con cebo alimenticios frescos de alto contenido hídrico (frutas). El principal déficit de los roedores que habitan construcciones destinadas al almacenamiento de granos es el agua; el cebo fresco resultará sumamente apetecible.
- No se aconseja el empleo de pegamentos, dado que el alto nivel de polvo ambiental altera su adherencia.
- Puesto que los sectores atacados están claramente delimitados y solamente ocupan una parte de las instalaciones, resultará fundamental para el éxito del control la perfecta localización de estos centros de actividad. Para ello se sugiere realizar una detenida observación de indicios, particularmente excrementos y huellas, estas últimas fácilmente detectables por la profusión de superficies con alta cobertura de polvo.
- Las medidas de exclusión serán centro del esfuerzo, al igual que el ordenamiento de las áreas perimetrales.

La correcta limpieza de las instalaciones previa al acopio es la principal medida preventiva. Las operaciones de limpieza deben estar destinadas a eliminar alimento potencial para roedores e incluirán: transportadores de granos (norias, sinfines, caños de carga y descarga y cintas transportadoras); vehículos de transporte (camiones, tolvas y carros); y estructuras de almacenaje por dentro y fuera (piso, conductos, paredes laterales, techo, bocas de inspección y ventiladores).

La aplicación de rodenticidas debe ser combinada con el empleo de trampas con cebo alimenticio fresco de alto contenido hídrico (frutas), que serán aceptados con facilidad debido a que el agua es el recurso más escaso para los roedores en estos ambientes.

7.4. INDUSTRIAS PROCESADORAS DE ALIMENTOS

PUNTOS CLAVE

En la actualidad, uno de los grandes desafíos de los profesionales del sector agropecuario, agroindustrial y de alimentos, es generar una reingeniería del sistema completo, teniendo en cuenta los principios de sostenibilidad desde lo ambiental, lo social y lo económico, garantizando totalmente la inocuidad de los productos; pues día a día crecen las demandas de productos con trazabilidad garantizada y certificados de buenas prácticas de manufactura.

La presencia de roedores en los establecimientos alimentarios constituye una posible fuente de contaminación y un medio de transmisión de enfermedades que compromete la seguridad sanitaria de los productos producidos y comercializados. Por lo tanto, hay que establecer sistemas de control preventivos para evitar la aparición de roedores. Las acciones apuntan a prevenir el ingreso, alimentación y anidamiento de roedores mediante la implementación de técnicas de manejo englobadas en los siguientes aspectos:

- **Medidas de tipo cultural:** generar conciencia en las personas que trabajan en la industria alimentaria sobre la importancia de sus actuaciones en la efectividad de un programa de vigilancia y control de roedores, por ser ellos quienes propician las condiciones ideales para que se produzca la presencia de éstos.
- **Medidas de tipo físico:** corresponde a aquellas acciones que deben emprender los empresarios para mejorar las condiciones de la infraestructura, ya que el ingreso de roedores está directamente relacionado con la facilidad que tengan para acceder a ellas. Las acciones a seguir en este aspecto son por ejemplo: el cambio de rejillas deterioradas, instalación de protección en ventanas y extractores, sellado de agujeros y grietas, entre otras. Adicionalmente, se debe poner en marcha un adecuado plan de mantenimiento de instalaciones y de mantenimiento de espacios verdes alrededor de la planta para evitar el crecimiento de malezas, arbustos y materiales que sirvan de refugio a roedores.
- **Medidas de control no tóxicas:** comprenden los mecanismos de captura como trampas de captura muerta, trampas de captura viva y pegamentos. Éstas medidas se constituyen en una excelente técnica de vigilancia y control, ya que reducen la necesidad de utilizar sustancias químicas, tanto en el interior como en el exterior de la industria; sin embargo, es necesario aclarar que solo son efectivas cuando la infestación es baja. En situación sin infestación, las medidas de control no tóxicas, se constituyen además en un control preventivo, ya que pueden desplegarse como un sistema de vigilancia orientado a detectar de modo temprano la presencia de roedores.
- **Medidas de control químico:** Corresponden al último recurso que debe ser considerado en una planta alimenticia, después de haber agotado las instancias anteriores. Cuando los métodos precedentes son insuficientes son necesarias las actuaciones con rodenticidas.

Otro caso puntual donde debe ser considerado el uso de químicos, es cuando la población inicial de roedores es demasiado elevada para permitir su control mediante técnicas de manejo menos agresivas. Es importante tener cuidado con este tipo de medidas, ya que en las industrias de alimentos (por el riesgo que representan en estos contextos) no es posible incorporar el uso de rodenticidas a la práctica cotidiana, por lo que su empleo debe ser restringido en tiempo y espacio.

Pautas para la vigilancia y control de roedores en industrias procesadoras de alimentos

1. Cada establecimiento debe tener un sistema y un plan para la vigilancia y control de roedores.
2. Todas las áreas de la planta deben mantenerse libres de roedores.
3. La vigilancia y control de roedores debe abarcar a todas las áreas de un establecimiento: recepción de materia prima, almacén, proceso, almacén de producto terminado, distribución, punto de venta y áreas externas, inclusive vehículos de transporte y reparto. En un plano de las instalaciones, definir la ubicación de las estaciones de control (trampas o pegamentos colocados en cajas cebaderas) de roedores basado en el análisis de riesgos.
4. Los edificios deben tener protecciones para evitar la entrada de roedores. Verificar el perfecto sellado en puntos potenciales para la entrada de roedores como puertas, ventanas, sistemas de ventilación, techos, filtros, sistemas de desagüe de aguas residuales, sistemas cloacales y pluviales, etc.
5. Las áreas circundantes deberán inspeccionarse periódicamente para cerciorarse de que no existe infestación.
6. Garantizar el perfecto funcionamiento de programas de manejo de los desperdicios y basuras, y de mantenimiento de espacios verdes. La disposición y almacenamiento de basuras en general no es objeto de gran interés a la hora de diseñar una planta de manipulación de alimentos. Sin embargo, este es un punto crucial en la problemática de los roedores.
7. Establecer un programa de inspección y verificación de vehículos transportadores de materias primas.
8. En caso de que la planta sea invadida por roedores, deberán adoptarse medidas de control que combinen el tratamiento con agentes químicos (rodenticidas) y físicos (trampas).
9. En el interior de la planta, se deberán emplear rodenticidas sólo cuando otras medidas no hayan sido eficaces.

7.5. INDUSTRIAS NO ALIMENTICIAS

PUNTOS CLAVE

- La escasez de alimentos hace que la presencia de roedores esté circunscrita a focos puntuales donde es habitual encontrar una cantidad limitada de comida disponible (escenarios recurrentes: roedores en los comedores o en las cocinas de las plantas, o en el sector de residuos).
- Las medidas de ordenamiento del medio a seguir consistirán en optimizar el procesado y almacenaje de comestibles y en algunos casos implementar una reducción de refugios.
- En cuanto al control directo, la minúscula oferta alimentaria determina que cualquier anticoagulante, colocado del modo adecuado, proporcionará buenos resultados.

Las industrias no alimenticias presentan problemas focales de roedores circunscritos generalmente a la cocina, comedor del personal o sector de disposición de residuos. Esos sectores serán intervenidos con rodenticidas anticoagulantes siguiendo la metodología de aplicación habitual y se encararán acciones de ordenamiento del medio dirigidas a evitar el acceso de los roedores a fuentes de alimentación.

7.6. MERCADOS DE FRUTAS Y VERDURAS

Los mercados pueden definirse como aquellas instalaciones, habitualmente edificios cubiertos, que reúnen a una pluralidad de establecimientos comerciales y empresarios minoristas que ofrecen una amplia oferta comercial de productos alimentarios de consumo diario complementados por otros productos no alimentarios. En otras palabras, un mercado es una unidad comercial estructurada con base en la organización de pequeños comerciantes que proporcionan a la población un abastecimiento de productos básicos de consumo (99).

PUNTOS CLAVE

- En el ámbito de sus vulnerabilidades internas, la atomización de los comerciantes, las “gestiones pasivas” de sus administradores, así como la escasa voluntad de los gobiernos locales para emprender acciones modernizadoras, entre otros factores; han ocasionado la transformación de los mercados en sitios con debilidades de ordenamiento jurídico, carencia de servicios, infraestructura y espacios degradados e insalubres con escasa viabilidad. A esto suman puestos irregulares en el exterior de las naves principales, que empeoran las condiciones generales descritas. En estos contextos, con oferta ilimitada de alimentos y refugios, las poblaciones de roedores alcanzan características de difícil control.
- Es importante recordar y tener presente que jamás las infestaciones son homogéneas. Por tal motivo, como en muchas otras situaciones, un control adecuado se debe iniciar en la precisa identificación de estos sectores y en su priorización en la intervención.
- El ordenamiento del medio adquiere forma de actividad de gran escala que requiere propiciar cambios integrales que modifiquen los entornos descritos.

El abordaje de este tipo de estructuras requiere de un exhaustivo diagnóstico de situación siguiendo la metodología descrita en este documento. El objetivo será identificar los sectores críticos relacionados con la presencia de roedores, generalmente relacionados con algún tipo de alimento.

7.7. COMERCIOS

La presencia de ratas en comercios es otra situación frecuente, cuya magnitud también está relacionada con la cantidad de alimento disponible.

PUNTOS CLAVE

- Las prácticas básicas de ordenamiento del medio serán cumplidas: eliminación de vías de ingreso, correcta estiba-ción de mercaderías sobre plataformas de 30 cm de altura, correcta disposición de residuos y reducción del acceso de los roedores al alimento. En este último punto, particularmente en restaurantes y casas de comida, es recomendable que todos los alimentos sean guardados cada noche y que los residuos sean prolijamente dispuestos en el exterior.
- El control directo consistirá en la colocación perimetral interior de cebos anticoagulantes, en cualquiera de sus formulaciones, empleando la metodología descrita en el [punto 4.9 del Anexo 4](#), para aplicación de rodenticidas anticoagulantes.

7.8. VIVIENDAS

Salvo situaciones puntuales, la presencia de roedores en el interior de las viviendas es sinónimo de infestaciones significativas que exceden su ámbito y que requieren ser abordadas de un modo integrado.

PUNTOS CLAVE

- La colocación de rodenticidas podrá realizarse siguiendo el procedimiento expresado en el [Anexo IV](#).
- El ordenamiento del medio transitará sustancialmente por reducir al mínimo la entrada de roedores, una buena alternativa para su control es el de colocar tantos dispositivos de protección como sea posible. También se deberán practicar otras medidas profilácticas.

Pautas de ordenamiento ambiental en viviendas

1. Usar cimientos de cemento en construcciones nuevas.
2. Usar lana de acero o cemento para sellar las aberturas de la casa que sean iguales o mayores a tres cm de diámetro.
3. Colocar una malla metálica alrededor de las casas de madera o adobe de una altura de 30 cm y que esté enterrada otros 15 cm.
4. Rodear el perímetro externo de la casa con una capa de grava o arena de un metro de ancho para impedir el crecimiento de malezas y dificultar la excavación de *Rattus norvegicus*.
5. Verificar que los espacios debajo de las puertas sean inferiores a tres cm.
6. Reparar vidrios rotos y ventanas.
7. Mantener los alimentos para consumo humano y de mascotas en recipientes a prueba de roedores.
8. Apilar la leña alejada de la casa, sobre plataformas separadas por 30 cm del suelo.
9. Cortar periódicamente las malezas.
10. Eliminar del perímetro de la vivienda todo tipo de objetos que puedan ser utilizados para nidificar (materiales de construcción, chatarra, cubiertas). Evitar el desorden.
11. Incluir en estas prácticas los gallineros y otras estructuras peridomiciliarias.

7.9. REDES CLOACALES Y PLUVIALES

La presencia de ratas en las redes cloacales y pluviales urbanas suele sobredimensionarse; contrariamente a lo que se supone de modo habitual, las infestaciones no son de gran magnitud. Estos sistemas, como cualquier otro ambiente, deben proveer las condiciones necesarias para sostener a una población, y esto no sucede en la mayor parte de los distintos tramos de la recolección, conducción y canalización de las aguas residuales y de lluvia.

Si bien *Rattus norvegicus* puede aprovechar algunos componentes de las excretas o de otras materias orgánicas ocasionalmente encontradas en las redes, estas fuentes de alimento no son óptimas en términos nutricionales.

Los sistemas de conductos y túneles ofrecen escasas oportunidades de nidificación. Esto es debido tanto a los materiales con que están contruidos (policloruro de vinilo o fibrocemento) como a la variabilidad de las cotas de las diferentes secciones de la traza.

PUNTOS CLAVE

- *Rattus norvegicus* utiliza habitualmente ambos sistemas sólo como vías de tránsito para comunicar puntos de partida y de destino ubicados fuera de ellos. En este sentido, es común observar a animales emergiendo e ingresando a sumideros o bocas de registro como parte de sus desplazamientos rutinarios. No obstante, en ocasiones los nidos pueden localizarse en tramos no activos del sistema, en áreas periféricas o en grietas y roturas producto del deterioro. Pero en todos los casos darán origen al establecimiento de colonias pequeñas que en todo momento mantendrán interacciones con el exterior, ya sea a través de su comportamiento alimentario o de sus movimientos exploratorios.
- En ambos sistemas, el tratamiento solamente será contemplado como parte de un control integral ejercido sobre grandes áreas.
- Estos espacios no son colonizados ni por *Rattus rattus* ni por *Mus musculus*.

Los programas de control de ratas deben incluir intervenciones en los sistemas cloacales y pluviales, organizadas sobre la base de la respuesta de consumo de cebos obtenida a partir de una distribución inicial en las bocas de registro, cámaras de inspección y sumideros presentes en el área de trabajo. Serán utilizados para tal efecto bloques parafinados sujetos a algún elemento fijo mediante alambre revestido por plástico. Cada uno de los puntos tratados será inspeccionado cada 15 días y sólo se mantendrá el cebado en aquellos en que se haya registrado consumo. Éstos serán volcados en un mapa que permitirá establecer los sectores vulnerables de las redes y eventualmente relaciones con las situaciones registradas en la superficie.

Anexo VIII. Bioseguridad

El área de la salud es uno de los sectores con mayor riesgo ocupacional. En la práctica corriente, varias de las operaciones periódicas llevadas adelante en el marco de un programa de control de roedores pueden conducir a una serie de riesgos a los que están expuestos el propio trabajador, otros trabajadores cercanos a él, el entorno y hasta la misma comunidad (100). Mediante la evaluación de los riesgos y la asignación de buenas prácticas de trabajo, equipos de seguridad apropiados y capacitación, se pueden reducir a un mínimo los riesgos de exposición del personal de salud. En el marco de un programa de control de roedores, es necesaria entonces la adopción de un conjunto de medidas, con el fin de reducir o eliminar los riesgos producidos por agentes infecciosos o por elementos que no son estrictamente de origen biológico (rodenticidas, insecticidas) (108).

8.1. ESTRUCTURACIÓN DEL PROGRAMA DE BIOSEGURIDAD

La bioseguridad es un concepto amplio que implica una serie de medidas orientadas a proteger al personal que trabaja en un programa de control de roedores y que finalmente se debe entender como una porción sustantiva de la doctrina organizacional, encaminada a lograr actitudes y conductas por parte de ese propio personal durante el desempeño de sus actividades.

PUNTOS CLAVE

- En la realización de estudios y control de las poblaciones de roedores, se deberá considerar la permanente exposición a una variedad de riesgos para la salud relacionados con el trabajo. Si bien estas actividades no implican la manipulación o el uso deliberado de patógenos, éstos pueden llegar al trabajador a través del contacto con roedores o sus secreciones, así como con el contacto con objetos y sustancias contaminadas por aquellos. A esto se añade el riesgo representado por el uso de rodenticidas y de insecticidas para el control de ectoparásitos.
- Las instituciones que realizan trabajos en terreno que involucran muestreo, captura, control, manipulación, procesamiento y/o eliminación de roedores, deben incluir medidas de bioseguridad para el desarrollo de todas las tareas antes mencionadas.
- Las líneas directrices para un esquema de bioseguridad se deben focalizar en:
 - Establecimiento de reglas y estándares de seguridad adecuados.
 - Información y formación del personal.
 - Control de la aplicación y cumplimiento de las reglas y estándares de seguridad.
 - Uso de equipos de protección individual certificados.
 - Registro de accidentes y situaciones de trabajo inseguras.
 - Control del estado de salud del personal.
 - Inmunoprofilaxis

8.1.1. Establecimiento de reglas y estándares de seguridad adecuados

Se establecerán reglas y estándares que deberán proveer las metodologías necesarias para la disminución de los riesgos de exposición causados por errores humanos, uso inadecuado de equipamientos o malas prácticas de trabajos en terreno. Es importante que estas normas sean elaboradas por personal que tenga pleno conocimiento de las actividades que se desarrollan en el área de su incumbencia.

8.1.2. Información y formación del personal

Para el cumplimiento de las normas de seguridad, es fundamental que los trabajadores logren una toma de conciencia a través de la capacitación y entrenamientos permanentes. Por ello, se deberá realizar en primera instancia una formación teórico-práctica de todo el personal y actualizaciones periódicas que incluyan buenas prácticas de trabajos en terreno, mantenimiento general de los equipos de trabajo, procedimientos de descontaminación y descarte de materiales, procedimientos para emergencias, etc. (100).

En este sentido, es importante garantizar que los trabajadores reciban una formación suficiente y adecuada e información sobre:

- Los riesgos potenciales para la salud que conciernen a su labor.
- Las precauciones que deberán tomar para prevenir la exposición a agentes biológicos y químicos.
- Las disposiciones en materia de higiene.
- La utilización y empleo de ropa y equipos de protección individual.

Es imprescindible facilitar a todo el personal técnico y auxiliar adiestramiento continuo en estas medidas ya que las prácticas incorrectas y los errores pueden invalidar todas las medidas de bioseguridad.

El conocimiento es el elemento más importante que posee una persona para poder desarrollar la percepción de riesgo necesaria para proteger su salud. Se debe garantizar que los trabajadores reciban una formación suficiente y adecuada sobre las medidas de bioseguridad establecidas.

8.1.3. Control de la aplicación de las reglas y estándares de seguridad

La participación de todo el personal en el control de las normas establecidas es fundamental ya que en esencia cada trabajador está obligado a cuidar su propia seguridad y la de sus compañeros, reportando a las autoridades que correspondan sobre actos o condiciones de riesgo en el trabajo. Es importante que cada trabajador desarrolle una actitud crítica hacia los procedimientos establecidos a fin de detectar posibles falencias.

8.1.4. Registro de accidentes y situaciones de trabajo inseguras

Un accidente puede ocasionar o no una lesión reconocida en el trabajador o en los que lo rodean; pérdidas de insumos, materiales, deterioro o alteración del ambiente, pérdida de tiempo, entre otros. La principal causa señalada por los trabajadores para no reportar un accidente es que no consideran lo sucedido de suficiente importancia (109). La accidentalidad es un hecho frecuente en los trabajos de terreno, siendo el accidente con lesión corto-punzante el más frecuente. Si bien el mismo no conlleva importancia por la lesión en sí misma, la potencialidad de la gravedad en cuanto al riesgo biológico de transmisión de patógenos obliga a otorgarle adecuada dimensión.

Todo incidente debe ser informado. Es responsabilidad de todos los trabajadores reportar a quien se establezca actividades o condiciones de trabajo inseguras que pongan en peligro la salud de las personas o puedan contaminar o alterar el entorno.

8.1.5. Control del estado de salud del personal

Los objetivos de esta vigilancia son proveer un medio por el cual se puede realizar una detección temprana de infecciones adquiridas, así como medir la eficacia del equipamiento de protección y de los procedimientos realizados. Se recomienda realizar un examen pre-ocupacional o al momento de la asignación de las actividades de riesgo.

Ya en actividad, todo trabajador que padezca síntomas de enfermedad asociados a alguno de los agentes patógenos presentes o sospechados en la zona, deberá informar a su supervisor inmediato y consultar al médico informando a éste sobre las actividades efectuadas y sobre la posibilidad de enfermar por algún agente transmitido por roedores. El reconocimiento temprano de una enfermedad y la apropiada atención pueden salvar la vida del trabajador.

8.1.6. Inmunoprofilaxis

Entre las medidas específicas indicadas para disminuir los riesgos ocupacionales de los empleados de un programa de control de roedores, las recomendaciones vacunales no pueden estar ausentes (110). Los criterios para la toma de decisión sobre qué vacunas aplicar al personal deberán contemplar, vacunas aconsejadas por las normas nacionales de vacunación y aquellas contra los microorganismos patógenos probablemente presentes en el área de trabajo. Deberá considerarse la frecuencia con que los trabajadores se hallan en contacto con los microorganismos, incidencia de infección, la severidad de la enfermedad que pueden causar y la disponibilidad de vacunas inocuas, inmunogénicas y eficaces (100).

8.2. MEDIDAS DE BIOSEGURIDAD A CUMPLIR POR LOS OPERADORES DE CAMPO

La minimización del riesgo se apoya en elementos y prácticas para generar barreras físicas y químicas entre el personal y los agentes infecciosos y químicos.

8.2.1. Barreras físicas

Las barreras físicas comprenden el concepto de evitar la exposición directa a roedores, patógenos y químicos, mediante la utilización de elementos adecuados que se interpongan entre el trabajador y los mismos.

La barrera física por excelencia es el equipo de protección personal (EPP) de los trabajadores, compuesto por: indumentaria, calzado, protección respiratoria, protección ocular y guantes.

8.2.1.1. Indumentaria

La indumentaria a utilizar debe ser confortable y a la vez brindar protección eficaz ante los riesgos que motivan su uso; se compondrá de pantalones largos, medias y camisa de mangas largas. El algodón lavable es un tejido adecuado para ambos fines. Se utilizarán colores claros para dificultar la fijación de ectoparásitos, en este sentido se aconseja usar los pantalones con el puño plegado dentro de las medias.

Una medida de seguridad adicional puede ser el uso de overoles descartables que se quiten después de finalizar el trabajo (101). La ropa debe lavarse al terminar el día, de acuerdo con lo indicado en el [punto 8.2.2.2](#) de este Anexo.

La indumentaria debe estar compuesta por pantalones largos y camisa de mangas largas de colores claros, y medias. Los overoles descartables colocados sobre estas prendas son una buena medida adicional de seguridad.

8.2.1.2. Calzado

Como calzado se utilizarán zapatos cerrados de corte alto, que cubran todo el pie, lisos, sin adornos, de material resistente para la protección de la piel en esa zona y suela antideslizante. Su objeto de resguardo cobra fuerza por la exigencia de los espacios a transitar durante los trabajos de terreno.

Utilizar zapatos cerrados de corte alto con suela antideslizante.

8.2.1.3. Protección respiratoria

El universo de tareas de terreno enmarcadas en un programa de control de roedores requiere de protección respiratoria dada por el empleo de respiradores buco-nasales ergonómicos provistos de filtros HEPA (acrónimo del término High Efficiency Particulate Air). Estos filtros generalmente están hechos de láminas de fibras de borosilicato y tienen como finalidad atrapar las partículas de tamaño mayor o igual 0.3 micrones con una eficacia del 99,97 %. Los filtros deberán ser cambiados cuando se detecta dificultad al respirar debido a una oclusión parcial del filtro con aumento de la resistencia al respirar, cuando existan dudas acerca del uso previo del respirador o cuando el filtro haya sido dañado o mojado.

Se deben emplear respiradores buco-nasales ergonómicos provistos de filtros HEPA. Las máscaras quirúrgicas no brindan protección contra los patógenos aerosolizados por lo que nunca deben reemplazar a los respiradores de purificación del aire.

El principio de los respiradores es que todo el aire inspirado pasa a través del filtro HEPA. Es indispensable que el respirador esté correctamente ajustado y evitar así el ingreso de aire no filtrado. Para comprobar esto es posible realizar la siguiente prueba: con la máscara colocada, impedir la entrada de aire al respirador con la palma de la mano, inspirar y determinar si no hay ingreso de aire con lo cual se puede asumir que el respirador está adecuadamente ajustado. Es difícil mantener la hermeticidad entre la máscara y la cara de trabajadores con barba y bigotes ya que el vello dificulta el ajuste, por lo que se recomienda considerar este punto en la distribución de funciones del personal.

Cada usuario de un equipo de protección respiratoria debe recibir la capacitación correspondiente sobre el uso, limitaciones, colocación, ajuste, limpieza, mantenimiento y conservación. Cada equipo deberá guardarse en una bolsa plástica cerrada, protegida de temperaturas extremas, humedad y contaminantes químicos o biológicos.

8.2.1.4. Antiparras

Tienen por finalidad principal proteger las membranas mucosas de los ojos de la exposición a aerosoles. Para que resulten eficaces requieren combinar oculares de resistencia adecuada, con un diseño o montura que proteja el ojo en cualquier dirección. Además de permitir la correcta visión deben tener protección lateral y frontal, ventilación indirecta, visor de policarbonato, sistema antirrayaduras y antiempañante, y permitir el empleo simultáneo de anteojos correctores.

Las antiparras deben tener protección lateral y frontal, ventilación indirecta, visor de policarbonato, sistema antirrayaduras y antiempañante, y permitir el empleo simultáneo de anteojos correctores.

8.2.1.5. Guantes

La variedad de guantes disponibles en el mercado incluye diversos materiales (PVC, PVA, nitrilo, látex, neoprene). Si bien en la mayoría de las tareas los guantes descartables cumplen con la misión de impedir el contacto de las manos con elementos contaminantes, se suelen romper con facilidad durante las tareas de campo, por lo que se aconseja el uso de guantes más gruesos y resistentes a las exigencias de la labor.

Utilizar guantes gruesos de PVC, PVA, nitrilo, látex o neoprene, que resistan las exigencias de la labor en terreno.



Imagen 37. El equipo de protección personal de los trabajadores de terreno debe estar compuesto por: indumentaria, calzado, protección respiratoria, protección ocular y guantes. Se deben emplear respiradores buco-nasales ergonómicos provistos de filtros HEPA. Las máscaras quirúrgicas no brindan protección contra los patógenos aerosolizados por lo que nunca deben reemplazar a los respiradores de purificación del aire. Las antiparras deben tener protección lateral y frontal, ventilación indirecta, visor de policarbonato, sistema antirrayaduras y antiempañante, y permitir el empleo simultáneo de anteojos correctores.

8.2.2. Barreras químicas

Una de las medidas más simples para prevenir las infecciones es el uso de desinfectantes apropiados. Se debe considerar que todos los materiales están potencialmente contaminados, por lo que deberán ser descontaminados antes del descarte o limpieza para su posterior reutilización. La descontaminación es uno de los principios fundamentales de la Bioseguridad, en los contextos de trabajo relativos a programas de control, se refiere a la desinfección o destrucción y eliminación de patógenos asociados a los roedores.

Si bien existen numerosos productos desinfectantes en el mercado, los compuestos activos pertenecen a un número limitado de familias químicas. Para elegir un desinfectante cabe entender la posibilidad y límites de cada una de estas familias: hipocloritos, compuestos de amonio cuaternario, compuestos fenólicos, yodados, alcohol, etc. Por su costo y accesibilidad, el hipoclorito de sodio suele ser una buena elección (111).

Para su uso se deberá considerar que:

- Las diluciones una vez preparadas se han de utilizar inmediatamente, ya que en poco tiempo pierden su actividad.
- Se inactiva con materia orgánica.
- No se puede mezclar con detergentes ácidos ni amoniacales.
- Hay que utilizarlo con agua fría.
- No se puede mezclar con otros desinfectantes.
- Debido a su causticidad hay que evitar el contacto con la piel, lavar con abundante agua en caso de contacto accidental.
- Es recomendable solicitar la colaboración de un laboratorio con capacidad para realizar controles de la solución

madre de hipoclorito de sodio a partir de la cual se realizarán las diluciones de trabajo.

8.2.2.1. Descontaminación de trampas

Las trampas que han capturado roedores o que han sido empleadas en campo, deberán ser desinfectadas.

Para ello, luego de haber quitado la materia fecal y otros objetos que pudieran estar adheridos a ellos, se las sumergirá durante cinco minutos en una solución de hipoclorito de sodio a una concentración de 5 000 ppm. Se recomienda cambiar la solución después de haber desinfectado diez trampas.

Por último, lavar las trampas con agua limpia para evitar que la acción oxidante del hipoclorito de sodio provoque daños en las trampas.

8.2.2.2. Tratamiento de ropa de trabajo

Al finalizar la jornada laboral, el personal de terreno debe proceder del siguiente modo:

1. Quitarse cuidadosamente las antiparras, tomándolas de la parte exterior y sacándolas hacia adelante y hacia arriba. Rociarlas con una solución con 2.500 ppm de hipoclorito de sodio.
2. Quitarse el respirador tomándolo cuidadosamente de los cartuchos y llevándolo hacia adelante y hacia arriba. Quitar los cartuchos y los prefiltros y rociar el cuerpo del respirador con una solución con 2.500 ppm de hipoclorito de sodio.
3. Lavar la parte exterior de los guantes y zapatos o botas con una solución con 2.500 ppm de hipoclorito de sodio y con agua y jabón.
4. Comenzando desde los hombros hacia abajo, enrollar el overol descartable de protección. Tener cuidado de no tocar la parte de afuera. Cuando se termina de enrollarlo hasta los tobillos, sólo la parte interior debe quedar al descubierto.
5. Poner el overol en una bolsa de plástico, lejos de la ropa personal.
6. Si no se utiliza overol descartable, con los guantes aún puestos, se la deberá sacar la ropa de trabajo y sumergirla en una solución de 250 ppm durante 24 horas y posteriormente lavarla con agua caliente y detergente.
7. Quitarse los zapatos o botas y colocarlos en una bolsa.
8. Lavar nuevamente sus guantes con agua y jabón.
9. Con los guantes puestos, lavar con agua y jabón, y secar las antiparras.
10. Lavar el respirador usando el siguiente procedimiento:
 - Limpiar los cartuchos y los prefiltros ya separados del respirador con una toalla húmeda.
 - Desarmar el respirador y lavar sus partes con agua y jabón.
 - Secar todas las partes utilizando toallas descartables.
 - Armarlo y colocarlo dentro de una bolsa que deberá ser cerrada y guardada en un lugar fresco.
 - En otra bolsa de similares características deberán guardarse los filtros y cartuchos.
11. El último paso será sacarse los guantes y lavarse las manos con agua y jabón.

8.3. MEDIDAS DE BIOSEGURIDAD PARA LOS OPERADORES DE CAMPO EN SITUACIONES HABITUALES DE TRABAJO

El establecimiento de una barrera física a través de la correcta selección y uso de elementos de protección personal es un instrumento esencial dentro del esquema de bioseguridad que debe incorporar un programa de control de roedores. El empleo de dichos elementos variará conforme a la actividad a realizar de acuerdo al siguiente modo:

8.3.1. Colocación, revisión y recolección de trampas en ambientes abiertos

- Se usará la indumentaria y calzado descritos anteriormente (*Punto 8.2.1.1 y 8.2.1.2* de este Anexo).
- Se deberán usar también guantes de goma gruesa. No se aconseja el empleo de guantes descartables de látex ya que pueden romperse fácilmente con el material de las trampas, ni de guantes de cuero debido a que estos no pueden ser descontaminados con desinfectante.
- Los equipos de protección respiratoria y ocular sólo deberán emplearse ante la presencia de un roedor capturado durante la revisión de trampas.
- Es importante hacer lo posible para prevenir picaduras de ácaros, pulgas o garrapatas. La fijación de ectoparásitos puede reducirse al mínimo usando pantalones largos de colores claros con el puño plegado dentro de las medias, camisa de manga larga y zapatos cerrados (183). Esta recomendación es extensiva a todas las actividades de terreno.

8.3.2. Inspección, colocación y revisión de trampas en ambientes cerrados

- La exposición a roedores infectados en ambientes cerrados es particularmente peligrosa debido a la potencial inhalación de agentes infecciosos en aerosol, eliminados por orina, materia fecal y saliva de los roedores infectados.
- Se seguirán todas las recomendaciones establecidas para el punto anterior (8.3.1) con el agregado del uso

permanente de protección respiratoria y ocular.

- Se deberán tomar las medidas oportunas para evitar la generación de aerosoles y polvo a partir del material potencialmente contaminado.

8.3.3. Inspección, colocación y revisión de cebos en lugares abiertos

- Se usará la indumentaria y calzado descritos para la colocación, revisión y recolección de trampas en ambientes abiertos.
- Es importante evitar el contacto directo con los rodenticidas; si bien son raros, existen reportes de coagulopatías por absorción de anticoagulantes (112).
- Si las tareas no implican contacto con objetos punzocortantes, podrán utilizarse guantes de látex descartables.
- No es necesario el uso de protección respiratoria y ocular.
- Las pautas para la colocación de cebos han sido desarrolladas en el [Anexo IV](#).

8.3.4. Inspección, colocación y revisión de cebos en lugares cerrados

- Se seguirán las recomendaciones formuladas para el punto anterior, agregando del uso permanente de protección respiratoria y ocular.
- Se deberán tomar las medidas oportunas para evitar la generación de aerosoles y polvo a partir del material potencialmente contaminado.

8.3.5. Captura, recolección, transporte y destino final de roedores

- Se usará la indumentaria y calzado detallados precedentemente.
- Se deberán usar guantes de goma gruesa (tipo uso doméstico).
- Se utilizará protección ocular y respiratoria de modo permanente.

8.3.5.1. Capturas con trampas de captura viva

- Las trampas conteniendo los animales vivos serán colocadas en doble bolsa plástica roja y deberán ser cerradas mediante un nudo.
- El traslado al lugar de procesamiento se realizará en bolsa plástica roja, la que deberá permanecer bien cerrada mediante un nudo, en la parte trasera de una camioneta.
- Las bolsas conteniendo las trampas con los animales vivos, se abrirán solamente en el lugar de procesamiento usando la ropa protectora y el equipamiento de protección respiratoria obligado para el procesamiento de los roedores. Se deberá tener en cuenta que durante su permanencia en la trampa los roedores eliminan orina y materia fecal dentro de la misma, y que existe la posibilidad de que se generen aerosoles infectantes que se encontrarán concentrados dentro de la bolsa.
- Una vez finalizadas las tareas de procesamiento en laboratorio ([Anexo VI](#)), la eliminación final de los roedores se realizará de acuerdo a las normativas establecidas en por las autoridades locales. De no existir tales normativas se puede realizar: 1) por enterramiento en un pozo con una profundidad mínima de un metro, 2) por incineración, o 3) se deberá coordinar con los organismos locales de salud a fin de determinar otros posibles mecanismos de eliminación de cuerpos de animales.

8.3.5.2. Roedores muertos por rodenticidas

- Los cadáveres generados como consecuencia de la acción de rodenticidas deberán ser recogidos a la mayor brevedad posible.
- Se utilizarán guantes para colocarlos en una doble bolsa plástica roja.
- La disposición final se definirá considerando lo expuesto en el punto anterior.
- En términos estrictos, todos los cadáveres animales son residuos especiales y por tanto deben ser tratados como tales, la decisión o el criterio de depósito en contenedores de basura urbana resultan un tanto inciertos.
- Las superficies subyacentes al cadáver (por ejemplo: suelo) deben ser limpiadas y desinfectadas adecuadamente con hipoclorito de sodio 10.000 ppm.

Cuadro 4. Concentraciones para uso de hipoclorito de sodio

Uso	g NaClO/ L	concentración	PPM	Dilución a realizar
Presentación comercial	55	5,5 %	55.000	
Rociado ropa descartable	2,5	0,25 %	2.500	45 cc. / 955 cc. agua
Rociado ropa no descartable	0,25	0,025 %	250	5 cc. / 995 cc. agua
Rociado respirador	2,5	0,25 %	2.500	45 cc. / 955 cc. agua
Lavado guantes y calzado	2,5	0,25 %	2.500	45 cc. / 955 cc. agua
Lavado trampas de captura	5,5	0,50 %	5000	90 cc. / 910 cc. agua
Rociado cadáveres	10	1 %	10.000	180 cc. / 820 cc. agua
Rociado sup. en contacto con roedores	2,5	0,25 %	2.500	45 cc. / 955 cc. agua

8.3.6. Control de ectoparásitos

- Para el control de ectoparásitos se utilizarán todos los elementos descritos en el [punto 8.2.1.](#) de este Anexo.
- Las antiparras y el equipo de protección respiratoria serán empleados tanto en aspersiones en interiores como en exteriores. El filtro a colocar deberá ser apto para nieblas y vapores orgánicos.

8.4. PRECAUCIONES GENERALES A CONSIDERAR POR LA COORDINACIÓN DEL PROGRAMA

En todas las actividades en las que exista riesgo para la salud o seguridad de los trabajadores como consecuencia del trabajo con agentes biológicos o químicos, se deberán adoptar las siguientes precauciones generales (113, 114):

- Prohibir que los trabajadores coman, beban o fumen en las zonas de trabajo en las que exista dicho riesgo.
- Será obligatoria la limpieza de las manos y la piel expuesta antes de comer, beber, fumar, usar el teléfono o ir al baño.
- Proveer a los trabajadores de prendas de protección apropiadas o de otro tipo de prendas especiales adecuadas.
- Disponer de retretes y cuartos de aseo apropiados y adecuados para uso de los trabajadores, que incluyan productos para la limpieza ocular y antisépticos para la piel.
- Disponer de un lugar determinado para el almacenamiento adecuado de los equipos de protección y verificar que se limpian y se comprueba su buen funcionamiento, si fuera posible con anterioridad o en todo caso después de cada utilización, reparando o sustituyendo los equipos defectuosos antes de un nuevo uso.
- Especificar todos los procedimientos de bioseguridad necesarios para desarrollar cada una de las actividades definidas en el marco del programa de control de roedores y el cumplimiento de los mismos.
- Al salir de la zona de trabajo, el trabajador deberá quitarse las ropas de trabajo y los equipos de protección personal que puedan estar contaminados siguiendo los procedimientos ya descritos.

Anexo IX. Muestreo de roedores silvestres

En unidades ambientales con sospecha de invasión o colonización de roedores silvestres, se realizarán muestreos específicos dirigidos exclusivamente a la obtención de información cualitativa (presencia o ausencia) y no sobre abundancia o estructura poblacional.

En ocasiones, el área de intervención puede contener ambientes comunidades vegetales cuyos atributos determinan nichos invadibles o colonizables por especies silvestres de roedores capaces de explotar los recursos disponibles.

Esta situación es característicamente aplicable a:

- Unidades ambientales naturales (con ninguna o escasa modificación antrópica).
- Unidades ambientales rurales de mediana o gran escala asociadas a actividades primarias.
- Unidades ambientales peridomiciliarias con explotaciones agrícolas de carácter familiar.
- Unidades ambientales con vegetación herbácea de distinta índole.
- Unidades ambientales predominadas por formaciones lignosas (formaciones de plantas leñosas, ya sea arbóreas o arbustivas).

Las implicancias sanitarias que pudiera tener la actividad de algunas de estas especies amerita la implementación de un sistema de trapeo exclusivamente dirigido a obtener información cualitativa sobre ellas (presencia/ausencia).

PUNTOS CLAVE

- Se activarán 10 trampas de captura viva tipo Sherman ([punto 5.6 del Anexo V](#)) por estación de muestreo.
- El cebo a utilizar será grasa vacuna (cortada en trozos de 2 cm) untada con manteca de maní y colocada sobre una base de cartón o plástico.
- El sistema se implementará durante dos noches consecutivas.
- Ante una determinada unidad ambiental, los escenarios posibles son:
 - a. *Sospecha de presencia de roedores sinantrópicos y sospecha de presencia de roedores silvestres. Abordaje:* trapeo para roedores sinantrópicos (10 trampas Tomahawk y 10 trampas Sherman en interiores) ([Anexo V](#)) + Trapeo para roedores silvestres (10 trampas Sherman en línea en exteriores).
 - b. *Sin sospecha de presencia de roedores sinantrópicos con sospecha de presencia de roedores silvestres. Abordaje:* trapeo para roedores silvestres (10 trampas Sherman en línea en exteriores).
- Dado que sólo se requiere información cualitativa y no datos sobre abundancia o estructura poblacional, el método de elección es el de trampas en línea.
- De acuerdo a esto, las 10 trampas serán dispuestas siguiendo una línea recta separadas por 5 m entre sí. Si la unidad ambiental no fuera lo suficientemente extensa para establecer una sola línea (es decir, si tuviera menos de

45 m), se fragmentará para que las trampas no sobrepasen la unidad ambiental (por ejemplo, dos líneas paralelas de 5 trampas cada una). Mantener intervalos constantes entre las trampas facilitará su ubicación a la mañana siguiente.

- Colocar las líneas de trampas en áreas que estén fuera de la vista de caminos, senderos, rutas u otras áreas de actividad humana. Evitar áreas frecuentadas por ganado para que los animales no las destruyan o pisen.
- Si se colocara más de una línea, indicar el comienzo de cada línea de trampas con un pequeño pedazo de cinta atada y marcada con el número de línea de trampas (numerar correlativamente desde el 1). En zonas de matorrales, puede ser necesario marcar la ubicación de cada trampa.
- En climas o estaciones calurosas, evitar colocar trampas expuestas al sol directo. Si esto es imposible, las trampas pueden cubrirse con una tabla o con una lona. Si las temperaturas son muy bajas, colocar dos bolitas de algodón en cada trampa para que sirvan de nido durante la noche.

9.1. PROTOCOLOS DE TRAMPEO

9.1.1. Protocolo de trampeo para la Coordinación del Programa

Materiales y equipos

- 15 Trampas Sherman (10 para colocar y 5 para reponer luego del primer día) por cada estación de muestreo.
- Cebos
- Planillas de Estación de Muestreo (*Punto 5.7 del Anexo V*)
- Tablillas porta hojas
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo para cada operador según *Anexo VIII*.
- Credencial de identificación personalizada para cada operador.
- Cinta adhesiva.
- Marcador indeleble.
- Lapiceras.
- Bolsas rojas para transporte de animales.
- 1 vehículo para transporte de personal.
- Mapa del área de trabajo.
- 10 Frascos herméticos para conservación de animal por cada estación de muestreo.
- Formol.
- Hojas y lápiz.
- Marcadores indelebles.
- Algodón.

Preparación

1. Delimitar y volcar sobre un mapa del área de trabajo las unidades ambientales en las que se considere necesario el trampeo de roedores silvestres.
2. Recorrer dichas unidades para prefijar la localización y número de estaciones de muestreo a establecer.
3. Establecer al menos una estación de muestreo por unidad ambiental seleccionada. Consignar en el mapa la ubicación decidida para cada estación de muestreo.
4. Asignar a cada estación de muestreo un número inequívoco, si en la unidad ambiental se realizaran también muestreos para roedores sinantrópicos, el número será el mismo.
5. Ya conocido el número total de estaciones de muestreo a activar, conformar los equipos de trabajo (compuestos por dos personas) necesarios para realizar la labor en una tarde, asignando a cada grupo la colocación de tres estaciones de muestreo.
6. Generar un mapa para cada grupo de trabajo consignando en él únicamente las estaciones de muestreo en las que le corresponderá trabajar.
7. Preparar los cebos alimenticios el día anterior y conservarlos en una bolsa plástica en heladera.
8. Verificar el funcionamiento de cada una de las trampas a emplear.
9. Numerar externamente cada trampa con una cinta adhesiva colocada en su parte superior con un número único de identificación escrito con tinta indeleble.

Primer día

1. Explicar detenidamente a cada grupo la actividad a realizar y su rol en ella.
2. Planificar la salida para llegar al área de trabajo, colocar y cebar todas las trampas antes de que oscurezca.
3. Entregar a cada grupo 10 trampas Sherman por estación de muestreo asignada, cebos, mapa del área con las estaciones de muestreo asignadas, Planilla de Estación de Muestreo y credencial de identificación.
4. Se aconseja que un miembro de la Coordinación del Programa acompañe a cada grupo, para asegurar la correcta realización del muestreo.
5. Una vez seleccionada la ubicación de las estaciones de muestreo y ya en el sector prefijado para la localización de la estación de muestreo, antes de instalar las trampas es conveniente recorrer previamente el área y solicitar permiso a los dueños o responsables de los predios involucrados.
6. Definir el sentido de la línea e indicar a los operarios dónde colocar las 10 trampas Sherman que compondrán la primera de las estaciones siguiendo las especificaciones incluidas entre los puntos clave del presente Anexo.
7. Corroborar que el operador haya completado la Planilla de Estación de Muestreo (excepto resultados noche 1 y noche 2) y que consignó la ubicación de cada trampa en el mapa.
8. Repetir la operación en cada estación de muestreo.

- Cumplir y supervisar el cumplimiento de todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad ([Anexo VIII](#)).

Segundo día

- Entregar a cada operador 5 trampas Sherman por estación de muestreo a revisar y cebos.
- Por la mañana, supervisar la revisión de cada una de las 10 trampas colocadas en cada estación y la consignación de la información en la Planilla de Estación de Muestreo (noche 1) de lo sucedido en cada una de ellas de acuerdo a como se indica en el [punto 5.7 del Anexo V](#). Se recomienda que lo hagan los mismos operadores que las colocaron, puesto que ellos recordarán su ubicación exacta.
- Supervisar el retiro de las que hayan obtenido capturas y su sustitución por otras nuevas provenientes de la cantidad reservada para tal fin.
- Solicitar a los operadores que comprueben que el cebo esté en condiciones en las que no han sido disparadas. Ante el menor signo de contacto de hormigas con el cebo, éste deberá ser repuesto ya que probablemente estén alteradas sus propiedades organolépticas.
- Si alguna hubiera sido disparada, pero no presentara captura, comprobar que el cebo está en buenas condiciones y activar nuevamente.
- En ningún caso se modificarán la ubicación y la cantidad de trampas instaladas originalmente.
- Las trampas con animales capturados serán colocadas en bolsas rojas y transportadas al lugar de procesamiento, activando los protocolos de bioseguridad y de recolección de muestras de los [Anexos VI y VIII](#).
- Una vez allí, seguir el procedimiento indicado recolección de ectoparásitos y toma de muestras para *Mus musculus* ([Anexo VI](#)).
- La determinación taxonómica (para la que se convocará a un especialista) se hará después de matar al animal y antes de la toma de muestras de órganos.
- Luego de la determinación, conservarlo en un recipiente hermético con formol al 10 % cubriendo totalmente al animal. Se colocará un rótulo en el que se indique la unidad ambiental de captura, fecha, número trampa y determinación taxonómica.
- Si la determinación taxonómica no pudiera ser realizada en el sitio de toma de muestras, se remitirá el animal a un laboratorio de referencia en condiciones de realizar la determinación siguiendo el modo de conservación que éste indique.
- Luego de que estén vacías, asegurar el lavado y guardado de las trampas ([Anexo VIII](#)) para su posterior uso en otra estación de muestreo.
- Supervisar el cumplimiento de todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad ([Anexo VIII](#)).

Tercer día

- Repetir el procedimiento en cada estación retirando todas las trampas. Las que posean capturas seguirán los protocolos de los [anexos VI y VIII](#) de transporte, lavado y recolección de muestras de animales. Las que no posean capturas, serán lavadas de acuerdo al protocolo del [Anexo VIII](#) y guardadas en bolsas plásticas (lejos de insecticidas y otros químicos) para ser utilizadas la siguiente vez.
- Repetir los puntos 8 a 13 del día anterior.
- Cumplir y supervisar el cumplimiento de todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad ([Anexo VIII](#)).

9.1.2. Protocolo de trampeo para operadores de campo

Primer día

Materiales y equipos

- 10 trampas Sherman por cada estación de muestreo asignada
- Cebos
- Planillas de Estación de Muestreo
- Tablillas porta hojas
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo
- Credencial de identificación
- Mapa del área de trabajo con la ubicación de las estaciones de muestreo asignadas

Procedimiento

- Colocar el cebo en las trampas a medida que son activadas.
- Colocar las trampas en los lugares indicados por el representante de la Coordinación del Programa. En lo posible, en áreas que estén fuera de la vista de caminos, veredas, rutas u otras áreas de actividad humana. Evitar áreas frecuentadas por ganado para que los animales no las destruyan o pisen.
- Llevar en un bolso o mochila las trampas necesarias para la línea, caminar en línea recta colocando cada trampa lo más nivelada posible, con la boca a nivel del suelo.
- Indicar el comienzo de cada línea de trampas con un pequeño pedazo de cinta atada y marcada con el número de línea de trampas (numerar correlativamente desde el 1). En zonas de matorrales, puede ser necesario marcar la ubicación de cada trampa.
- Cuando sea posible, colocar las trampas cerca de pilas de leña, troncos caídos, madrigueras, autos abandonados u otros lugares que provean refugio.

6. Colocar las trampas de manera que no queden expuestas al sol directo. Si esto es imposible, las trampas pueden cubrirse con una tabla o con una lona. Si las temperaturas son muy bajas, colocar dos bolitas de algodón en cada trampa para que sirvan de nido durante la noche.
7. En todos los casos, las trampas deberán estar perfectamente afirmadas para evitar que el contacto de los animales con ellas genere movimientos que los ahuyenten. La tierra puede removerse y nivelarse raspándola con el pie. Al colocar cada trampa, se controlará el mecanismo disparador para comprobar su ajuste y sensibilidad.
8. Completar la Planilla de Estación de Muestreo (excepto resultados de noche 1 y noche 2) precisando el lugar exacto en el que fue colocada la trampa y marcar su ubicación en el croquis.
9. No fumar ni tener contacto con animales domésticos o mascotas durante todo el procedimiento.
10. Repetir la operación en cada estación de muestreo.
11. Cumplir todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad (*Anexo VIII*).

Segundo día

Materiales y equipos

- 5 trampas Sherman por cada estación de muestreo asignada.
- Cebos
- Planillas de Estación de Muestreo usadas el día anterior.
- Tablillas porta hojas
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo.
- Credencial de identificación
- Mapa del área de trabajo con la ubicación de las estaciones de muestreo asignadas y la localización de las trampas, usado el día anterior.
- Bolsas rojas para transporte de animales.

Procedimiento

1. Revisar cada una de las 10 trampas colocadas en cada estación y consignar en la Planilla de Estación de Muestreo (Resultados noche 1) lo sucedido en cada trampa, indicando SC (sin captura) o CC (con captura).
2. Cuando la trampa se encuentre con la puerta cerrada, se alzará sin sacudirla. De pie, con el viento de lado y a un brazo de distancia, empujar suave y cuidadosamente la puerta para confirmar la presencia de un roedor capturado. Si no hay captura y no hay evidencia de visita, controlar el ajuste de la trampa y volverla a poner en la línea correspondiente.
3. Si la trampa contiene una especie de interés, en la cinta que se puso sobre la trampa indicar el número de línea de trampa y la unidad ambiental de captura.
4. Cuidadosamente colocar la trampa en una bolsa plástica para cerrarla. Luego, colocar la trampa embolsada en el suelo (a la sombra en tiempo cálido) para recogerla al regreso. Colocar una nueva trampa en el mismo sitio donde estaba la anterior y continuar revisando el resto de la línea de trampas.
5. Las trampas repuestas mantendrán la numeración de la trampa original.
6. En las trampas que no han sido disparadas, comprobar que el cebo esté en condiciones. Ante el menor signo de contacto de hormigas con el cebo, éste deberá ser repuesto.
7. Si alguna hubiera sido disparada, pero no presentara captura, comprobar que el cebo está en buenas condiciones y activarla nuevamente.
8. En ningún caso se modificará la ubicación y la cantidad de trampas instaladas originalmente.
9. Después de completar la línea de trampas, colocar las trampas con animales capturados en bolsas rojas y llevarlas al vehículo (parte posterior) para trasladarlas a lugar de procesamiento.
10. Cumplir todas las indicaciones sobre Bioseguridad que cupieren a la actividad (*Anexo VIII*).

Tercer día

Materiales y equipos

- Planillas de Estación de Muestreo usadas el día anterior
- Tablillas porta hojas
- Equipo de Protección Personal y ropa de trabajo
- Credencial de identificación
- Croquis del área de trabajo con la ubicación de las estaciones de muestreo asignadas usado el día anterior
- Bolsas rojas.

Procedimiento

1. Repetir el procedimiento en cada estación, pero retirando todas las trampas. Las que posean capturas serán colocadas en bolsas rojas y llevadas para el vehículo para su transporte. Las que no posean capturas también serán colocadas en bolsa y trasladadas para su limpieza.
2. Completar la Planilla de Estación de Muestreo con lo sucedido en cada trampa (Resultados noche 2).
3. Cumplir las normas de Bioseguridad para el procedimiento indicadas en el *Anexo VIII*.

Referencias bibliográficas

01. COTO, H. (2007). Actualización en biología y control de ratas sinantrópicas. Grupo Gestalt. Buenos Aires.
02. GOMEZ CANO, A. y COLS. (2013). Global climate changes drive ecological specialization of mammal faunas: trends in rodent assemblages from the Iberian Plio-Pleistocene. *BMC Evolutionary Biology*, 13:94.
03. VASALLO, A. (2000). Alometría e isometría en varias especies de roedores caviomorfos, con comentarios sobre la estructura del aparato masticatorio del orden Rodentia. *Mastozoología Neotropical / J. Neotrop. Mammal.*, 7 (1): 37-46.
04. HILDEBRAND, M. (1988). Analysis of vertebrate structure. John Wiley & Sons, Inc. New York.
05. WALKER, W. y LIEM, K. (1994). Functional anatomy of the vertebrates: an evolutionary perspective. Saunders College Publishing. Philadelphia.
06. FENG, A. y HIMSWORTH, CH. (2014). The secret life of the city rat: A review of the ecology of urban Norway and black rats (*Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*). *Urban Ecosyst*, 17: 149-162.
07. COTTAM, C. (1948). Aquatic habits of the Norway rat. *Journal of Mammalogy*, 29: 299.
08. BROSSET, A. (1963). Statut actuel des mammifères des îles Galapagos. *Mammalia*, 27: 323-341.
09. VILLA, B. (1982). Algunas aves y la rata noruega *Rattus norvegicus* "versus" el murciélago insulano *Pizonyx livesi* en las Islas del Mar de Cortés, México. *Anales Instituto Biología Universidad Nacional Autónoma México (Serie Zoología)*, 50: 29-36.
10. WHITAKER, A.H. 1978: The effects of rodents on reptiles and amphibians. In: Dingwall, P.R.; Atkinson, I.A.E. & Hay, C. (Eds): The ecology and control of rodents in New Zealand nature reserves. Department of Lands and Survey Information Series 4. Wellington.
11. KARLI, P. (1956). The Norway rat's killing response to the white mouse. *Behaviour*, 19: 81-103.
12. ATKINSON, I. (1985). The spread of commensal species of *Rattus* to oceanic islands and their effects on avifaunas. En: Conservation of island birds. Moore, J. (Ed.). ICBP Technical Publication n° 3. Cambridge.
13. DREVER, M. y HARESTAD, A. (1998). Diets of Norway rats (*Rattus norvegicus*) on Langara Island, Queen Charlotte Islands, British Columbia: Implications for conservation of breeding seabirds. *Canadian Field-Naturalist*, 112: 676-683.
14. GALDOLFI, G. y PARISI, V. (1972). Predazione su *Unio pictorum* L de parte del Ratto, *Rattus norvegicus* (Berkenhout). *Acta Naturalia*, 8: 1-27.
15. MEADS, M. y COLS. (1984). Status, conservation, and management of the land snails of the genus *Powelliphanta* (Mollusca: Pulmonata). *New Zealand Journal of Zoology*, 11: 77-306.
16. PISANO, R. y STORER, T. (1948). Burrows and feeding of the Norway rats. *Journal of Mammalogy*, 29: 374-383.
17. MALLIS, A. (1990). Handbook of pest control. Franzak & Foster. Cleveland.
18. POLOP, J. (2003). Manual de control de roedores en municipios. Fundación Mundo Sano. Buenos Aires.
19. GÓMEZ VILLAFÑE, I. y COLS. (2008). Movements of Norway rats (*Rattus norvegicus*) in two poultry farms, Exaltación de la Cruz, Buenos Aires, Argentina.
20. HARDY, A. y TAYLOR, K. (1979). A handbook on biotelemetry and radio tracking. Pergamon Press. Oxford.
21. TOMICH, P. (1970). Movements patterns of field rodents in Hawaii. *Pacific Science*, 24: 195-234.
22. JACKSON, W. (1982). Wild mammals of North America. The Johns Hopkins University Press. Baltimore.
23. STROUD, D. (1982). Population dynamics of *Rattus rattus* and *Rattus norvegicus* in a riparian habitat. *Journal of Mammalogy*, 63 (1): 151-154.
24. NOWAK, R. (1991). Walkers mammals of the world. John Hopkins University Press. Baltimore.
25. YABE, T. (1979). The relation of food habits to the ecological distributions of the Norway rat (*Rattus norvegicus*) and the roof rat (*Rattus.Rattus*). *Japan Journal of Ecology*, 29: 235-244.

26. BOURNE, W. (1981). Rats as avian predators: Discussion. Atoll Research Bulletin, 255: 69-72.
27. HERVIAS PAREJO, S. (2014). Ecología e impacto de los mamíferos invasores en ecosistemas insulares: la isla de Corvo, Archipiélago de las Azores. Tesis Doctoral. Facultad de Veterinaria. Universidad de Murcia.
28. RODRÍGUEZ JP (2001) Exotic species introductions into South America: an underestimated threat? Biodiversity and Conservation 10: 1983-1996.
29. CAMUS (2005) Introducción de especies en ambientes marinos chilenos: no solo exóticas, no siempre evidente. Revista Chilena de Historia Natural 78: 155-159.
30. AISNER, R. (1998). Studying the black rat's (*Rattus rattus*) nesting behavior: methodological considerations. Conference on Methods and Techniques in Behavioral Research, 18-21 agosto. Groningen.
31. FAUS PERCHA, F. y VERICAD COROMINA, J. (1981) Sobre nidos aéreos de rata negra, *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758), en el naranjal saguntino (Valencia). Mediterránea. Serie de Estudios sobre Biología Terrestre Mediterránea, 5: 67-96.
32. ALICE Y. y COLS. (2014). The secret life of the city rat: a review of the ecology of urban Norway and black rats (*Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*). Urban Ecosystems, 17 (1): 149-162.
33. PRYDE, M. y COLS. (2005). The home range of ship rats (*Rattus rattus*) in beech forest in the Eglinton Valley, Fjorland, New Zealand: a pilot study. New Zealand Journal of Zoology, 32: 139-142.
34. CORRIGAN, R. (2001). Rodent control. A practical guide for pest management professionals. GIW Media. Cleveland.
35. EWER, R. (1972). The biology of behaviour of *Rattus rattus*. Animal Behaviour Monography, 4: 125-174.
36. KALININ, A. (1994). The social organization in the groups of black rats (*Rattus rattus*) in comparison with Norway rats (*Rattus norvegicus*). Zoologichesky Zhurnal, 73: 122-119.
37. JACOB, J y COLS. (2003). What affects bait uptake by house mice in Australian grain fields? Journal of Wildlife Management, 67: 341-351.
38. YLÖNEN, H. y COLS (2002). Predation risk and habitat selection of Australian house mice *Mus musculus* during an incipient plague: Behaviour due to food depletion. Oikos, 99: 284-289.
39. BUSCH, M. y KRAVETZ, F. (1992). Competitive interactions among rodents (*Akodon azarae*, *Calomys laucha*, *Calomys musculinus* y *Oligoryzomys flavescens*) in a two- habitats system. Spatial and numerical relationship. Mammalia, 56: 45-46.
40. CRESPO, J. (1966). Ecología de una comunidad de roedores silvestres en el Partido de Rojas, Provincia de Buenos Aires. Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia, 1: 79-134.
41. RYAN, A. y COLS. (1993). Polymorphism, localization and geographical transfer of mitochondrial DNA in *Mus musculus domesticus* (Irish house mice). Heredity, 70: 75-81.
42. GOSÁLBEZ, J. (1987). *Mus musculus* Linnaeus, 1758. Ratolí domètic. Insectívors i rosegadors de Catalunya. Ketres editora, S.A. Barcelona.
43. CHAMBERS, L. y COLS. (2000). Movements and social organization of wild house mice (*Mus musculus*) in the wetlands of northwestern Victoria, Australia. Journal of Mammalogy, 81 (1): 59-69.
44. VALENZUELA, L. (2001). Variación estacional y desplazamientos de poblaciones de pequeños roedores en dos granjas avícolas. Tesis de Licenciatura, Universidad de Buenos Aires, Argentina.
45. YOUNG, H. y COLS. (1950). Localization of activity of two indoor population of house mice (*Mus musculus*) . Journal of Mammalogy, 31: 403-410.
46. BORROTO, R. y COLS. (1989). Movimiento de los roedores en el cultivo de la caña de azúcar. Ciencia y Técnica en la Agricultura. Protección de Plantas, 12 (2): 79-91.
47. MONGE, J. (2009). Roedores plaga de América Central. Editorial UCR. San José, Costa Rica.
48. ÁLVAREZ, R. y MEDELLÍN, R. (2005). Vertebrados exóticos superiores en México: Diversidad, distribución y efectos potenciales. Instituto de Ecología. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
49. BROOKS, J. y ROWE, F. (1987). Commensal rodent control. World Health Organization. Ginebra.

50. PINEAULT, M. y DAVELUY, M. (1994). La planificación sanitaria. Conceptos, métodos, estrategias. Masson S.A. Barcelona.
51. YOUDEOWEI, A. y SERVICE, M. (1983). Pest and vector management in the tropics. Longman. London.
52. ARROSI, J. y COLS. (1986). Educación para la salud. Aspectos básicos conceptuales. Guía de programación. Ministerio de Salud y Acción Social. Buenos Aires.
53. Departamento Administrativo Nacional de Estadística de Colombia DANE. (2009). Guía de diseño, construcción e interpretación de indicadores. Bogotá.
54. ANDER-EGG, E. y AGUILAR IDAÑEZ, M. (1995). Cómo elaborar un proyecto: guía para diseñar proyectos sociales y culturales. Editorial Lumen. Buenos Aires.
55. TORNATZKY, L. y COLS. (1980). Innovation and social processes: a national experiment in implementing social technology. Pergamon Press. New York.
56. BARENTSEN, A. y COLS. (2014). Longevity of rodenticide bait pellets in a tropical environment following a rat eradication program. Environmental Science and Pollution Research International, 21(3): 2283-2288.
57. SCHMOLZ, A. y COLS. (2008). Method for efficacy testing of rodent bait stations under laboratory conditions. Proceedings of the Sixth International Conference on Urban Pests William H Robinson and Dániel Bajomi (editors). Veszprém.
58. COTO, H. (1997). Biología y control de ratas sinantrópicas. Editorial Abierta. Buenos Aires.
59. LOPATINA, V. y COLS. (1992). Foci of the rat mite *Ornithonyssus bacoti* (Mesostigmata, Macronyssidae) and rat-mite dermatitis in Moscow. Meditsinskaia Parazitologiya i Parazitarnye Bolezni, Sep-Dec (5-6): 34-38.
60. BERRY, R. (1970). The natural history of the house mouse. Field Studies Journal, 3: 219-262.
61. BERRY, R. (1968). The ecology of an island population of the house mouse. Journal of Animal Ecology, 37:445-470.
62. SCHMID-HOLMES, S. y cols. (2001). Behavior of House Mice (*Mus Musculus Domesticus*). The American Midland Naturalist, 146, (1): 53-62.
63. WOODWARD, S. y QUINN, J. (2011). Encyclopedia of Invasive Species: From Africanized Honey Bees to Zebra Mussels. Publisher: Greenwood Publishing Group. Connecticut.
64. TIMM, R. y FISHER, D. (1986). An economic threshold model for house mouse damage to insulation. Vertebrate Pest Conference, 12: 237-241.
65. CAUGHLEY, G. y SINCLAIR, A. (1994). Wildlife Ecology and Management. Wiley-Blackwell. Cambridge.
66. GALLINA TESSARO, S. y LÓPEZ GONZÁLEZ, C. (2011). Manual de técnicas para el estudio de la fauna. Universidad Autónoma de Querétaro. Querétaro.
67. BROWN, J. y COLS. (1996). The geographic range: size, shape, boundaries, and internal structure. Annual Review of Ecology and Systematics, 27: 597-623.
68. BROWN, J. y COLS. (1995). Spatial variation in abundance. Ecology, 7: 2028-2043.
69. MALDONADO, M. (2000). Guía para la evaluación de poblaciones de fauna silvestre. Sistema Nacional Ambiental Ministerio de Medio Ambiente de Colombia. Bogotá.
70. RABINOVICH, J. (1980). Introducción a la ecología de poblaciones animales. Compañía Editorial Continental, S. A. México D.F.
71. WALTER, S. y COLS. (2000). Consideraciones para la estimación de abundancia de poblaciones de mamíferos. Mastozoología Neotropical, 7 (2): 73-80.
72. MILLS, J. y COLS. (1991). Habitat associations and relative density of rodent populations in cultivated areas of central Argentina. Journal of Mammalogy, 72: 470-479.
73. COTO, H. (2003). Elementos distintivos de las ratas *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*. En: Manual de control de roedores en municipios. Fundación Mundo Sano. Buenos Aires.

74. STIENMANN, A. y COLS. (2003). Métodos de censo de las poblaciones de roedores. En: Manual de control de roedores en municipios. Fundación Mundo Sano. Buenos Aires.
75. DENNIS, D. y COLS. (1999). Plague manual: epidemiology, distribution, surveillance and control. World Health Organization. Geneva.
76. SEIJO, A. y COLS. (2003). Estudio de Hantavirus seoul en una población humana y de roedores en un asentamiento precario de la Ciudad de Buenos Aires. Medicina (Buenos Aires), 63: 193-196.
77. BURNHAM, K. P. Y W. S. OVERTON (1978). Estimation of the size of a closed population when capture probabilities vary among animals. Biometrika, 65 (3): 625-633.
78. CAMERO, C. y COLS. (2004). Infestación por Roedores en Inmuebles de Turmero, Estado Aragua, Venezuela, 2001. Boletín de Malariología y Salud Ambiental, XLIV (1): 29-33.
79. JACOB, J. y HALLE, S. (2001). The importance of land management for population parameters and spatial behaviour in common voles (*Microtus arvalis*). En: Advances in vertebrate pest management II. H. J. Peltz, D. P. Cowan y C. J. Feare (eds.). Filander Verlag Fuerth.
80. WIENER, J. y SMITH, M. (1972). Relative efficiencies of four small mammals traps. Journal of Mammalogy, 53: 869-873.
81. TANAKA, R. (1963). On the problem of trap response types of small mammals populations. Resources of Population Ecology, 5: 139-146.
82. ARRIETA, M. y COLS. (2001). Características de la población de roedores y pulgas en áreas de diferente riesgo para peste de tres provincias del departamento de Piura-Perú. Revista Peruana de Medicina Tropical y Salud Pública, 18 (3-4): 90-97.
83. VELASCO, M. (1993). Farmacología. Editorial Interamericana McGraw-Hill. Madrid.
84. KATONA, B. y WASON, S. (1989). Superwarfarin poisoning. Journal of Emergency Medicine, 7: 627-631.
85. EVANS, W. y RELLING, M. (1999). Pharmacogenomics: translating functional genomics into rational therapeutics. Science, 286: 487-491.
86. ESPERON, P. y COLS. (2008). Genotipo de los genes VKORC1 y CYP2C9 en la respuesta individual a la warfarina. Revista Médica del Uruguay, 24: 266-276.
87. BUCKLE, A. (2014). Resistance to Anticoagulant Rodenticides in the European Union. Expocida 2014. Madrid.
88. DORADO HERNÁNDEZ, P. (2003). Tesis Doctoral: Estudio del citocromo CYP2C9 en la población española: implicación en el metabolismo de fármacos en voluntarios sanos y en pacientes psiquiátricos. Universidad de Extremadura. Badajoz.
89. BOYLE, C. (1960). Case of apparent resistance of *Rattus norvegicus* to anticoagulant poisons. Nature, 188: 527.
90. BUCKLE, A. (2013). Anticoagulant resistance in the United Kingdom and a new guideline for the management of resistant infestations of Norway rats (*Rattus norvegicus* Berk.). Pest Management Science, 69(3):334-341.
91. SEO/BirdLife (2012). Correcto uso de productos rodenticidas en espacios abiertos. Sociedad Española de Ornitología. Madrid.
92. INGLIS, I. y COLS. (1996). Foraging behaviour of wild rats (*Rattus norvegicus*) towards new foods and bait containers. Applied Animal Behaviour Science, 47: 175-190.
93. KAUKKINEN, D. (1989). Rodent bait stations. Journal of Food Protection, 52 (10): 756-757.
94. JACOBS, W. (1990). Required use of protected bait stations in the U.S. En: Proceedings of the 14th Vertebrate Pest Conference. University of California, Davis.
95. BARNETT, S. (1975). The rat. A study in behavior. University of Chicago. Chicago.
96. EIBL-EIBESFELDT, I. (1958). Das Verhalten der Nagetiere. Handbuch der Zoologie, 10 (13): 1-88.
97. STEINIGER, E. (1950). Beitrage zur soziologie und sonstigen biologie der wanderratte. Zeitschrift fur Tierpsychology, 7: 356-379.

98. VANDER WALL, S. (1990). Food hoarding in animals. University of Chicago. Chicago.
99. GARCÍA MEDINA, C. y FLORES SANDOVAL, I. (2011). Mercados públicos municipales: el caso del mercado Benito Juárez de Ciudad Ixtepec, Oaxaca, México, (2009 -2010). Debates Latinoamericanos, 3 (18): 1-19.
100. CALDERON, G. (2003). Bioseguridad. En: Manual de control de roedores en municipios. Fundación Mundo Sano. Buenos Aires.
101. MILLS, J. y COLS. (1998). Métodos para el trapeo y muestreo de pequeños mamíferos para estudios virológicos. CDC, Atlanta.
102. FALCIONI, E. y COLS. (2010). Manual para el manejo de animales con fines de experimentación y enseñanza. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Tabasco.
103. CARRILLO SOLÍS, P. (2011). Comprobación del efecto hipoglucemiante del zumo de fruto de Noni (*Morinda citrifolia*) en ratas (*Rattus norvegicus*) con hipoglucemia inducida. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba, Ecuador. Riobamba.
104. MATEO, M. (1994). Manual de recolección y preparación de ectoparásitos (Malófagos, Anopluros, Sifonápteros y Ácaros). Manuales Técnicos de Museología, vol. 3. Museo Nacional de Ciencias Naturales. Consejo Superior de Investigaciones Científicas. Madrid.
105. MINISTERIO DE SALUD DE PERU (2010). Norma técnica de salud para la vigilancia, control y prevención de la peste en Perú. Lima.
106. DENNIS, D. y COLS. (1999). Plague manual: epidemiology, distribution, surveillance and control. World Health Organization. Geneva.
107. ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE LA SALUD (1999). Hantavirus en las Américas. Guía para el diagnóstico, el tratamiento, la prevención y el control. Washington.
108. ARDILLA, A. y MUÑOZ, A. (2009). Bioseguridad con énfasis en contaminantes biológicos en trabajadores de la salud. *Ciência y Saúde Coletiva*, 14 (6): 2135-2141.
109. MARTINEZ, M. (2009). Prevención de accidentes laborales por objetos punzo-cortantes y contacto con patógenos sanguíneos. Proyecto piloto. Venezuela, 2007-2010. *Revista de la Facultad de Medicina*, 32 (2): 176-181.
110. CAMPINS MARTÍ, M. y URIONA TUMA, S. (2014). Epidemiología general de las infecciones adquiridas por el personal sanitario. Inmunización del personal sanitario. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 32: 259-265.
111. RUTALA, W. y COLS. (2008). Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities. CDC. Atlanta.
112. SPILLER, H. y COLS. (2003). Dermal absorption of a liquid diphacinone rodenticide causing coagulaopathy. *Veterinary and Human Toxicology*, 45 (6): 313-314.
113. COMISIÓN NACIONAL DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA Y TECNOLÓGICA, GOBIERNO DE CHILE (2008). Manual de normas de Bioseguridad. Santiago de Chile.
114. MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL DE EL SALVADOR (2004). Guía de medidas universales de bioseguridad. San Salvador.