

Mayo de 2011

GUÍA PARA EL CÁLCULO DEL PERÍODO DE RETIRO EN TEJIDOS COMESTIBLES



Guía n° 3

AUTORES

Participaron en la confección de la guía los representantes de las siguientes instituciones:

Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA):

- **Dr. Laura C. Sbordi** (Supervisora Técnica de la Dirección de Productos Veterinarios y Alimentos para Animales. Dirección Nacional de Agroquímicos, Productos Veterinarios y Alimentos – SENASA).
- **Dr. Martín Minassian** (Supervisor Técnico de la Dirección de Productos Veterinarios y Alimentos para Animales. Dirección Nacional de Agroquímicos, Productos Veterinarios y Alimentos – SENASA).
- **Dr. Esteban Dekleva** (Supervisor Técnico de la Dirección de Productos Veterinarios y Alimentos para Animales. Dirección Nacional de Agroquímicos, Productos Veterinarios y Alimentos – SENASA).
- **Dr. Carlos E. Alli** (Responsable de Calidad de la Coordinación de Residuos Químicos de la Dirección de Laboratorio Animal - Dirección General de Laboratorio y Control Técnico – SENASA).

Universidad Nacional de La Plata (UNLP):

- **Dr. Jorge Errecalde** (Profesor Titular de Farmacología, Facultad de Ciencias Veterinarias y Facultad de Ciencias Médicas de la Universidad Nacional de La Plata. Académico, Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria).

Universidad Nacional del Litoral (UNL):

- **Dr. Enrique A. Formentini** (Profesor Adjunto de la Cátedra de Farmacología y Director del Laboratorio de Farmacología y Toxicología de la Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional del Litoral).

Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires (UNCPBA):

- **Dr. Sergio F. Sánchez Bruni** (Profesor Asociado Laboratorio de Farmacología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Bs. As. – Tandil. Investigador independiente del CONICET).

Cámara Argentina de la Industria de Productos Veterinarios (CAPROVE):

- **Dr. Carlos Francia**
- **Dr. Juan Walter Ostermann**
- **Dr. Esteban Turic**

Cámara de Laboratorios Argentinos Medicinales Veterinarios (CLAMEVET):

- **Dr. Juan Martín Etchegoyen**
- **Dr. Juan Carlos Repetto**
- **Dr. José Chaul**

Coordinación del grupo a cargo del Dr. Javier Pardo (Fundación PROSAIA)

Tabla de Contenidos

PRÓLOGO.....	5
1. INTRODUCCIÓN.....	7
2. TÉRMINOS GENERALES.....	7
3. ALCANCE DE LA GUÍA.....	7
4. ESTIMACIÓN DEL PERÍODO DE RETIRO EN TEJIDOS COMESTIBLES.....	10
4.1- Modelo estadístico.....	10
4.1.1- Base de datos.....	11
4.1.2-Supuestos del análisis de regresión lineal.....	12
4.1.2.1- Homogeneidad de varianzas (homocedasticidad)	12
4.1.2.2- Linealidad de los datos experimentales.....	12
4.1.2.3- Normalidad de los errores.....	12
4.1.3- Procedimiento estadístico basado en el LMR.....	13
4.1.4- Procedimiento alternativo basado en el LMR.....	14
4.2- Período de retiro estimado a partir de los residuos en el sitio de inyección.....	14
4.2.1- Interpretación.....	15
4.2.2- Principios generales.....	15
4.2.3- Diseño del estudio y toma de muestras.....	15
4.2.4- Procedimiento basado en el LMR.....	16
4.2.5- Procedimiento basado en la IDA.....	16
4.2.6- Procedimiento basado en el límite de exposición alternativo.....	18
5- REFERENCIAS.....	22
6- ANEXO.....	23
Procedimientos estadísticos.....	23
Test de Bartlett.....	23
Test de Hartley.....	23
Test de Cochran.....	24
Test de Shapiro-Wilk.....	25
Cálculo del límite superior del intervalo de tolerancia.....	26
Método de distribución de t no centralizada (FDA).....	26
Método de Stange (EMEA).....	26

Prólogo

PROSAIA: La Seguridad Alimentaria y la producción de productos farmacéuticos veterinarios.

“Animales sanos, alimentos sanos, gente sana”.

La Argentina como productora de alimentos de calidad afronta entre otros desafíos el acecho de enfermedades infecciosas emergentes y re-emergentes que, debido a los cambios culturales ocurridos en el mundo en los últimos años, se hallan en continua expansión (BSE, Influenza Aviar, Nipah, West Nile Fever, Rift Valley Fever entre otras). Muchas de estas son zoonosis, lo que ha ocasionado cambios muy profundos en los sistemas de garantías exigidos por las autoridades sanitarias, entre las cuales la seguridad sanitaria de los alimentos es un requisito indispensable. Para alcanzar la seguridad alimentaria de los alimentos es necesario, entre otras condiciones, disponer de productos farmacéuticos veterinarios y biológicos de seguridad y pureza probadas que garanticen, junto con su correcta aplicación, que los productos y subproductos obtenidos de los animales se conviertan en alimentos que no sean causantes de enfermedades por la presencia de contaminantes o agentes patógenos, en forma involuntaria - inocuidad- o deliberada -bioterrorismo- y contribuir así a preservar la salud y protección de los consumidores.

Para eso existen principios fundamentales que se deben tener en cuenta en la formulación de los insumos para los animales de abasto incluidos los alimentos y los productos farmacológicos. Estos principios incluyen el control de la fuente, la manipulación de los materiales utilizados y el diseño de un sistema de elaboración adecuado que contemple:

La normativa, recomendaciones y estándares nacionales e internacionales.

Este es un aspecto primordial que deben cumplir todos los productos farmacéuticos veterinarios ya que, de no ser así, se corre el riesgo de que los productos y subproductos obtenidos de los animales tratados queden fuera de los mercados.

Las Buenas Prácticas de Manufactura.

“Buenas Prácticas de Manufactura es aquella parte del aseguramiento de la calidad que garantiza que los productos sean consistentemente producidos y controlados de acuerdo a los estándares de calidad apropiados al uso al que están destinados y según lo requiera su autorización de comercialización.” WHO Good Manufacturing Practices for Pharmaceutical Products.

Por lo tanto, mantenerse y desarrollar un negocio competitivo como proveedores de alimentos dentro de este contexto presupone además cumplir con los requisitos implícitos y explícitos que los consumidores demandan. Entre esos requisitos los atributos de inocuidad involucran la aplicación de sistemas de aseguramiento de la calidad tales como Buenas Prácticas Agrícolas, Buenas Prácticas de Manufactura, HACCP, determinación de niveles o ausencia de residuos, de pesticidas, de antibióticos, garantía de que

los productos farmacológicos utilizados en el control de las enfermedades de los animales cumplen con las normas internacionales.

Dentro de este marco de referencia y en cumplimiento de los objetivos de su creación, PROSAIA convocó a los principales referentes en la materia del organismo regulador SENASA, la Academia y las cámaras representativas a conformar un Grupo Ad-Hoc para la Redacción y Actualización de Guías, Protocolos y Normativas para el Correcto Desarrollo de Productos Veterinarios, como un aporte para la adecuación a los tiempos que vivimos.



Dr. Carlos Van Gelderen



Dr. Alejandro Schudel

1. Introducción

La seguridad del consumidor necesita ser resguardada mediante la valoración de todas las sustancias farmacológicamente activas destinadas a ser usadas en animales productores de alimentos. Los períodos de retiro son determinados con el objeto de asegurar que los residuos en los tejidos comestibles disminuyan hasta concentraciones permitidas.

Mientras que el límite máximo de residuos (LMR) para un determinado tejido se aplica para el principio activo en sí mismo, el período de retiro se fija de manera individual para cada producto veterinario como parte del proceso de autorización de comercialización.

La droga que se administra a los animales productores de alimentos no necesariamente es la sustancia que estará presente en los productos comestibles. Los sistemas enzimáticos o fluidos fisiológicos de un animal, pueden actuar sobre la droga administrada y producir nuevas sustancias tales como metabolitos que pueden ser tanto o más nocivos para el consumidor que la molécula madre. La importancia de la presencia de estas sustancias en los productos comestibles de origen animal estará en función de la velocidad y el grado de absorción del compuesto original, la velocidad del metabolismo del compuesto y la tasa de excreción tanto de la droga original como de sus metabolitos. Por lo tanto, el residuo total de la droga administrada en los animales tratados se compondrá de la molécula original inalterada, metabolitos libres y metabolitos que están unidos a moléculas endógenas.

Debido a que los diferentes componentes de los residuos totales pueden diferir en sus potenciales toxicológicos, es que se debe proporcionar información sobre la naturaleza química, la cantidad y la persistencia de los residuos totales en los tejidos comestibles de los animales que han sido objeto del tratamiento.

La forma más simple y práctica de determinar el período de retirada ha sido la de identificar el momento en todos los tejidos de todos los animales experimentales, las concentraciones se ubican por debajo del LMR. En algunos casos y, cuando hay una variabilidad marcada entre los datos de eliminación, se suele agregar un período de tiempo como factor de seguridad.

En algunos casos, se han utilizado métodos estadísticos que, de ser aceptados en forma generalizada generarían una gran oportunidad de armonización.

La elección del método estadístico es responsabilidad del solicitante, pero, en cualquier caso, deberá estar debidamente justificado con documentos adecuados.

En esta guía se describen los procedimientos estandarizados para poder establecer el período de retiro apropiado para cada droga asociada a una forma farmacéutica, dosis y vía de administración propuesta para una determinada especie animal, a fin de garantizar la seguridad del consumidor.

2. Términos Generales

Canasta alimenticia estándar: Es una estimación de la cantidad total de alimento de origen animal que es consumida diariamente por un adulto de 60 kg. La canasta alimenticia básica usa cifras arbitrarias de consumo que se basan en los percentiles superiores de la ingesta diaria de alimentos de origen animal.

Las cifras de consumo diario de alimentos de origen animal son:

Para mamíferos:

300 g de músculo, 50 g de grasa o grasa y piel, 100 g de hígado y 50 g de riñón.

Para aves:

300 g de músculo, 90 g de grasa y piel, 100 g de hígado y 10 g de riñón.

Para peces:

300 g de músculo y piel en proporciones naturales

Se consideran además un consumo de 1,5 l de leche, 100 g de huevos y 20 g de miel.

La estimación del riesgo del consumo de residuos presentes en una canasta alimenticia, se realiza teniendo en cuenta la IDA.

Droga – Agente Farmacológico: Es toda sustancia que puede utilizarse para la curación, mitigación, tratamiento, prevención o diagnóstico de las enfermedades del hombre o de los animales.

Ingesta Diaria Admisible (IDA): Es la estimación del residuo, expresado en términos de unidades de peso por kilogramo de peso vivo (kg/pv), que puede ser ingerida diariamente durante toda la vida, sin riesgo apreciable para la salud del consumidor.

Intervalo de confianza: Son una serie de valores entre los cuales se espera hallar con cierto grado de certeza el valor de un parámetro poblacional, en este caso la pendiente de la recta de regresión lineal.

Límite Máximo de Residuo (LMR): Es la máxima concentración permitida del residuo marcador en un tejido animal (ej. hígado, riñón, músculo o grasa) o producto animal, que resulta del uso de un medicamento veterinario, expresado en mg/kg (ppm) o $\mu\text{g}/\text{kg}$ (ppb) sobre peso fresco, según la legislación vigente.

Límite de cuantificación (LOQ): Es la menor concentración de un analito, cuya presencia se puede determinar con un grado específico de exactitud y precisión, dentro de límites estadísticos establecidos.

Límite de detección (LOD): Es la menor concentración de un analito que puede detectarse pero no necesariamente cuantificarse en una muestra dentro de límites estadísticos establecidos.

Límites de tolerancia: Son los valores extremos de una serie de valores (intervalo) entre los cuales se espera hallar con cierto grado de certeza un determinado porcentaje de los individuos de una población determinada.

Medicamento veterinario: toda sustancia o mezcla de éstas acondicionada para la administración a los animales con fines de curación, alivio, prevención y/o diagnóstico de las enfermedades o sus síntomas. Incluye los promotores de crecimiento y mejoradores de índices productivos.

Período de retiro: Período de tiempo necesario entre la última aplicación de un medicamento veterinario a un animal, en las condiciones normales de empleo, y la obtención de productos alimenticios de dicho animal que garantiza que dichos productos alimenticios no contengan residuos en cantidades que superen los límites máximos establecidos.

Porción comestible del sitio de inyección: En el caso de un producto inyectable, la porción comestible de sitio de inyección contenida en la canasta alimenticia es de 300 g. Esta porción debe sustituir a los 300 g de la porción de tejido muscular.

Producto Veterinario: Se entiende por producto veterinario a toda sustancia química, biológica, biotecnológica o preparación manufacturada cuya administración sea individual o colectiva

directamente suministrado o mezclado con los alimentos o agua de bebida, con destino a la prevención, diagnóstico, curación o tratamiento de las enfermedades de los animales incluyendo en ello a aditivos, suplementos, promotores, mejoradores de la producción animal, antisépticos, desinfectantes de uso ambiental o en equipamientos y ectoparasiticidas y todo otro producto que, utilizado en los animales y su hábitat, proteja, restaure o modifique sus funciones orgánicas y biológicas. Comprende además los productos destinados al embellecimiento de los animales.

Residuo marcador: Es un analito que es confiable para determinar la presencia de residuos de una determinada droga en un tejido. El residuo marcador, puede ser la molécula madre o cualquiera de sus metabolitos, productos de degradación o una combinación de cualesquiera de estos. El marcador también puede ser un derivado químico de uno o varios de los componentes del residuo. La relación entre el residuo marcador y la concentración de los residuos de interés en los tejidos comestibles debe ser conocida (residuo marcador/residuos de interés). El LMR refleja entonces la mayor concentración permitida del residuo marcador en los tejidos comestibles.

Residuo total: El término se refiere a la totalidad de los residuos relacionados. El total de residuos normalmente incluye todos los residuos relacionados al medicamento (molécula madre junto con sus metabolitos), y en la mayoría de los casos es idéntica a la totalidad de residuos determinada por estudios de depleción tisular radiométricos.

La determinación de residuos totales en tejidos comestibles normalmente no es requerida para productos genéricos, ya que el perfil metabólico y la relación: molécula madre/residuo marcador ha sido previamente establecida. En estos casos, el residuo total en los tejidos comestibles en la canasta alimenticia puede ser estimado teniendo en cuenta la información documentada previamente. Los mismos principios pueden ser también aplicados cuando los residuos de una molécula con una actividad biológica específica (residuos con actividad toxicológica, microbiológica o farmacológica) deban ser estimados.

Residuos de importancia toxicológica: Para la estimación de una exposición basada en una IDA toxicológica, el residuo de interés es el residuo de importancia toxicológica. Este incluye normalmente todos los compuestos relacionados con la molécula (molécula madre con los metabolitos) y en la mayoría de los casos es idéntica a la totalidad de residuos determinada por estudios de depleción tisular radiométricos. Sin embargo, si se demuestra que un componente del residuo o una fracción de la totalidad de los residuos es toxicológicamente inactiva, es posible descontar ésta del residuo total o cualquier otra fracción de residuos que no sea biodisponible por vía oral o de metabolitos de los que se sabe que son toxicológicamente inactivos.

Residuos de interés farmacológico: Para la estimación de una exposición basada en una IDA farmacológica, el residuo de interés es el residuo de importancia farmacológica. Normalmente se considera a la molécula madre más cualquier otro residuo de la misma. En ausencia de datos sobre actividad farmacológica de los componentes del residuo total, se asume que el total de residuos presentan la misma actividad farmacológica que la molécula madre.

Residuos de interés microbiológico: Para la estimación de una exposición basada en una IDA microbiológica, el residuo de interés es el que tiene importancia microbiológica. En la mayoría de los casos este es idéntico a los residuos que se determinan en ensayos microbiológicos. En ausencia de tales datos, puede ser usado el residuo total o alternativamente la suma de los componentes individuales de los que se conoce que presentan actividad microbiológica. Por lo tanto, se asume que la actividad microbiológica del residuo total o de los metabolitos y/o productos de degradación es igual a la molécula madre.

Sitio de inyección: Es un área de tejido en donde el medicamento veterinario ha sido inyectado. Las muestras de tejido obtenidas de los sitios de inyección para la realización de estudios de residuos, deben ser representativas de lo que con probabilidad puede ser seleccionado como tejido

comestible en los procedimientos de faena. La muestra de tejidos deberá incluir tejido muscular, tejido conectivo y grasa subcutánea en proporciones naturales (el recorte de las muestras para eliminar el tejido conectivo y la grasa adherida al músculo se consideran procedimientos artificiales que se alejan de la situación real). Los sitios de inyección no deben incluir la porción de piel que recubre al mismo, dado que esta no es requerida para el análisis de los residuos.

3. Alcance de la guía

Esta guía es una recomendación para el cálculo de períodos de retiro adecuados para tejidos comestibles provenientes de animales productores de alimentos cuando a estos se les aplica un medicamento veterinario (MV) determinado, en un intento de armonizar la metodología utilizada internacionalmente para esos fines. Esta guía también pone énfasis en la determinación del tiempo de retiro por el método estadístico basado en el límite máximo de residuos (LMR), el cual es considerado de primera elección.

La presente guía no tiene como alcance el cálculo de períodos de retiro en otros productos de origen animal como ser leche, huevos, miel y acuicultura, los cuales requieren una consideración aparte.

Se describen los siguientes procedimientos:

- Procedimiento estadístico basado en el LMR
- Procedimiento alternativo basado en el LMR.
- Tiempo de retiro pre-faena estimado a partir de los residuos en el sitio de inyección (incluye método basado en el LMR, IDA y procedimiento basado en el límite de exposición alternativo).

Los estudios de residuos mencionados deben incluir la descripción y la validación de los métodos analíticos (ver Guía PROSAIA 2: “Guía para la Validación de Métodos Analíticos”).

Para el diseño experimental de la fase animal se recomienda ver Guía PROSAIA 1 “Guía Técnica para la Conducción de Estudios de Metabolismo y Cinética de Residuos de Fármacos Veterinarios en Animales Productores de Alimentos”

4. Estimación del período de retiro

4.1. Modelo estadístico

El cálculo del período de retiro mediante el método estadístico, se basa en principios aceptados de farmacocinética básica. Tomando como base un modelo farmacocinético de un compartimiento, la relación entre la concentración de una droga y el tiempo durante las fases de absorción, distribución y eliminación, puede ser descrita por términos matemáticos multi-exponenciales. Sin embargo, la eliminación de la droga y/o sus metabolitos desde los tejidos, da lugar a una curva de concentraciones tisulares que sigue una declinación exponencial de orden uno, la que puede ser adecuadamente descrita por un modelo de un compartimiento con un solo término exponencial. La ecuación de primer orden aparente que describe la cinética de depleción tisular es la siguiente:

$$C_t = C'_0 e^{-kt}$$

donde C_t es la concentración tisular a un tiempo dado, C'_0 es el término pre-exponencial, e es la base de los logaritmos naturales, $-k$ es la constante de primer orden aparente de eliminación y t es el tiempo.

El término C'_0 representa el punto de intersección en el eje de la ordenada a tiempo cero, el mismo es en realidad solo una concentración teórica necesaria para el ajuste de los datos experimentales con el modelo de un solo término exponencial. Por pertenecer a una ecuación que describe una función exponencial decreciente, la constante lleva signo negativo.

La linealidad de la gráfica del logaritmo natural de las concentraciones tisulares en función del tiempo ($\ln C_t$), proporciona evidencia que el modelo de un término exponencial es aplicable y que el análisis estadístico de regresión lineal de los datos transformados logarítmicamente, puede ser considerado como método confiable para la estimación del período de retiro. En ese caso, los datos experimentales pueden ser descritos por la ecuación de primer grado, también conocida como ecuación general de una recta que está dada por la siguiente expresión:

$$y = a + bx$$

donde y es un valor sobre el eje de la ordenada, x es un valor en el eje de la abscisa, a es el punto donde la recta cruza al eje de la ordenada y b indica la cantidad con la cual y cambia por cada unidad de cambio en x . El valor de a se conoce como ordenada en el origen y el valor de b como pendiente de la recta.

El procedimiento que se utiliza para obtener la recta deseada se conoce como método de cuadrados mínimos, y la recta resultante (mejores valores promedios estimados en cada punto de muestreo) se conoce como recta de cuadrados mínimos.

4.1.1. Base de datos

El análisis de regresión lineal requiere que los datos experimentales sean independientes unos de otros. Corrientemente los datos de depleción tisular reúnen esta condición debido a que se originan de diferentes individuos.

En caso de disponer de mediciones duplicadas o triplicadas de concentraciones tisulares de una única muestra, para la realización del análisis de regresión lineal se empleará el valor promedio.

Para evitar el error en el cálculo de la pendiente y el punto de intersección, cada dato de concentración tisular deberá en lo posible, originarse del mismo número de mediciones repetidas.

Los datos experimentales de concentración tisular que sean mayores al límite de detección (LOD) y menores al límite de cuantificación (LOQ) serán considerados como valores opcionales y su uso deberá ser fundamentado correctamente.

Se deben excluir del análisis los datos experimentales reportados como menores al LOD.

Cuando todos o algunos de los datos experimentales reportados en un día de sacrificio sean “opcionales” deberá considerarse la posibilidad de excluir del análisis al tiempo de sacrificio correspondiente. Debe tenerse en cuenta que se precisa un mínimo de tres puntos de muestreo (días de sacrificio) tomados durante la fase de eliminación terminal y un mínimo de tres muestras (animales) por punto de muestreo para poder realizar un análisis de regresión lineal.

Como indicación general de acuerdo con la especie animal se debería emplear entre 4 y 10 animales por punto de muestreo (día de sacrificio). Un esquema básico sería disponer de datos de

concentraciones tisulares de 16 (dieciséis) animales, los cuales serían sacrificados en grupos de 4 (cuatro) individuos en 4 (cuatro) días de sacrificio convenientemente distribuidos.

Los datos experimentales de concentración tisular deben ser reportados tal cual ellos fueron cuantificados, es decir sin ser corregidos por los valores de recuperación de la técnica analítica, los cuales deben ser adjuntados con los datos de los experimentos de recuperación y el factor de corrección que deriva de ellos. En este caso, antes de realizar el análisis de regresión lineal, los datos experimentales deben corregirse con el factor de corrección de recuperación antes de ser transformados logarítmicamente.

4.1.2. Supuestos del análisis de regresión lineal

Para realizar un análisis de regresión lineal es necesario que se cumplan los siguientes supuestos básicos:

- Que existe homogeneidad de varianzas (homocedasticidad) entre los ln de los datos experimentales en cada punto de muestreo (día de sacrificio).
- Que existe linealidad de los ln de los datos experimentales en función del tiempo.
- Que existe distribución normal (gausiana) de los errores.

4.1.2.1. Homogeneidad de varianzas (homocedasticidad)

Debe confirmarse que las varianzas de los ln de los datos experimentales de los diferentes días de sacrificio son homogéneas. Diferentes test estadísticos pueden ser usados para este propósito tales como el test de Bartlett₁, el test de Hartley₉ y el test de Cochran₁₆.

4.1.2.2. Linealidad del ln de los datos experimentales

La inspección visual de la gráfica de los ln de los datos experimentales en función del tiempo es a menudo suficiente para asegurar que existe relación lineal entre los datos experimentales.

Un desvío de la linealidad de los ln de los datos experimentales en los primeros tiempos de muestreo puede indicar que el proceso de distribución de la droga aún no ha concluido y por lo tanto estos puntos deberían ser excluidos del análisis.

Desviaciones de la linealidad en los últimos puntos de muestreo pueden ser debidas a concentraciones por debajo del LOD, por lo tanto el proceso cinético de depleción tisular no debe ser considerado en estos tiempos de muestreo y está justificada la exclusión de estos valores del análisis estadístico.

Debe tenerse en cuenta que el resto de los datos experimentales presentes en los restantes puntos de muestreo deben ser conservados, a menos que su exclusión esté debidamente justificada.

Para asegurar estadísticamente la linealidad de la recta de regresión, debe realizarse un análisis de varianza. El procedimiento consiste en comparar la variación entre los grupos de medias y la recta estimada con la variación entre animales dentro de los grupos.

4.1.2.3. Normalidad de los errores

La distribución normal de los errores puede ser observada mediante inspección visual de las residuales ordenadas versus su frecuencia de distribución acumulativa en una escala de probabilidad normalizada.

Las residuales, son las diferencias entre los valores observados y sus correspondientes valores estimados (diferencia entre los valores transformados logarítmicamente y los valores estimados por la recta de regresión).

Una línea recta, indica que la distribución de las residuales observada es consistente con el supuesto de una distribución normal. Para verificar los resultados del gráfico de residuales, se puede aplicar el test de Shapiro-Wilk₁₃. Este test ha demostrado ser eficaz aún en presencia de muestras pequeñas.

La gráfica de la frecuencia acumulativa de distribución de las residuales puede ser usada como un test muy sensible. Las desviaciones a partir de la línea recta indican una distribución no normal de las residuales, la cual puede ser debida a:

- Desvíos a partir de la normalidad de los datos de las concentraciones tisulares de droga transformados logarítmicamente dentro de uno o más grupos de sacrificio.
- Desvíos a partir de los valores estimados por la regresión lineal (recta de regresión).
- No homogeneidad de varianzas (heterocedasticidad).
- Valores aberrantes.

En la presentación de los datos experimentales usando las residuales normalizadas (residual dividida por el error residual S_y , x), un valor aberrante podría presentar un valor <-4 o $> +4$, indicando que la residual presenta un valor desviado cuatro desvíos estándar de la línea de regresión.

4.1.3. Procedimiento estadístico basado en el LMR

El período de retiro deberá ser calculado usando los resultados de los datos estimados por la línea de regresión. El período de retiro es el tiempo en que el límite superior del intervalo de tolerancia al 95% estimado con un intervalo de confianza al 95% es menor al límite máximo de residuos (LMR).

Si este tiempo no corresponde a un día completo, el período de retiro estimado se redondea hasta el día siguiente. Por ejemplo, si el período de retiro estimado es 6,3 días, entonces éste se fija en 7 días.

El valor del límite superior del intervalo de tolerancia al 95% con un intervalo de confianza al 95%, se calculará empleando el método de distribución de t no centralizada que se describe en el anexo.

El período de retiro debe ser fijado por interpolación y no por extrapolación. En muchos casos, las concentraciones del LMR son próximas al LOQ del método analítico usado para cuantificar los residuos. Como consecuencia, no se dispone de datos experimentales próximos al tiempo en que el límite superior del intervalo de tolerancia intercepta al valor del LMR, por lo tanto resulta inevitable que la línea regresión y el límite superior de su intervalo de tolerancia deban ser extrapolados para estimar el período de retiro.

Dado que se asume que la cinética de depleción tisular de los datos transformados logarítmicamente es lineal, los límites del intervalo de tolerancia son descritos por líneas hiperbólicas, por lo tanto el período de retiro no es desestimado por una leve extrapolación.

Por otra parte, debe tenerse presente que aunque una leve extrapolación de la línea estimada del intervalo de tolerancia es aceptada como un procedimiento válido, no se acepta la extrapolación de la recta de regresión lineal más allá de los datos experimentales de concentración tisular.

Esta condición se fundamenta en el hecho que para estimar el período de retiro, el LOQ de la técnica analítica debe ser menor al LMR, para que pueda disponerse de al menos un grupo de datos experimentales con valores menores a éste para poder realizar el análisis de regresión lineal. Desde esta perspectiva, no es válido estimar el período de retiro a partir de la ausencia de datos de concentración tisular menores al LMR.

El período de retiro puede ser estimado usando el software WT1.4 recomendado por FDA y EMEA que es una versión informatizada del método descrito en U.S. Department of Health and Human Services, Food and Drug Administration (FDA)⁵. El período de retiro también puede ser estimado usando el método propuesto por Stange¹⁴, que es propuesto por la EMEA⁵. Este es metodológicamente más sencillo de realizar y proporciona resultados comparables al método que emplea la distribución de t no centralizada.

4.1.4 Procedimiento alternativo basado en el LMR

Este procedimiento, también conocido como “regla de decisión” es un método alternativo cuando los datos experimentales disponibles no permiten el uso del modelo estadístico basado en el LMR.

No es posible proponer recomendaciones generales para este procedimiento, ya que los resultados van a depender del tamaño de la muestra, el momento en el que se realice el sacrificio de los animales, la toma de las muestras biológicas, la variabilidad de los datos experimentales y los factores relacionados a la metodología analítica.

El método se basa en fijar el período de retiro, al momento en el que las concentraciones tisulares de todos los animales se encuentren por debajo del valor del LMR⁷. Sin embargo, una vez que se ha estimado este tiempo, debe ser fijado un margen de seguridad para compensar la incertidumbre biológica que representa la variabilidad de la cinética de depleción tisular.

La dimensión del margen de seguridad va a depender de varios factores asociados al diseño experimental y a las propiedades farmacocinéticas de la droga en estudio.

Aunque no es posible proporcionar una recomendación general aplicable a todos los casos, una guía aproximada para calcular la duración del margen de seguridad es incrementar en un 10% - 30% el valor del tiempo en el que todas las concentraciones tisulares se hallan por debajo del LMR. Otra alternativa es incrementar el mencionado tiempo en un valor equivalente a 1-3 veces la semivida de depleción tisular.

4.2. Tiempo de retiro estimado a partir de los residuos en el sitio de inyección

Además del efecto de la formulación, dosis y frecuencia de administración sobre la duración del período de retiro, éste está influido sustancialmente por la vía de administración. Las formulaciones inyectables pueden presentar una cinética de eliminación de residuos desde el sitio de inyección significativamente más lenta que la observada en el resto de los tejidos comestibles.

Este fenómeno puede atribuirse al diseño de sistemas de liberación lenta, formulaciones de depósito, propiedades físico-químicas de la molécula, la vía de administración subcutánea, intramuscular u otros factores atribuibles a variabilidad de la vía de administración (ej: en el tejido conectivo entre los músculos semitendinoso y semimembranoso).

Luego de la administración, reacciones tisulares como fibrosis, encapsulación, necrosis u otro tipo de daño, así como la dispersión no homogénea de ciertas formulaciones, pueden provocar la liberación retardada de los compuestos desde el sitio de inyección. Consecuentemente, los residuos en ese sitio pueden ser muy elevados en comparación con el resto de los tejidos comestibles, y estos tienden a disminuir de manera errática, por lo tanto la variabilidad entre animales puede ser elevada.

A diferencia de otros tejidos, la localización exacta de las muestras de los sitios de inyección destinadas para su análisis puede tener un impacto considerable sobre la concentración de residuos hallada. Además, el metabolismo y/o degradación de las drogas en el sitio de inyección puede ocasionar que la composición del residuo total pueda ser muy diferente respecto de lo hallado en otros tejidos.

Todo esto muestra que desde un punto de vista farmacológico, el sitio de inyección no es comparable en forma directa con músculo u otros tejidos comestibles. De la misma manera, los períodos de retiro establecidos para tejido muscular de localización remota respecto del sitio de inyección, no son adecuados para asegurar que los residuos presentes en el sitio de inyección hayan disminuido a concentraciones por debajo del LMR y la ingesta diaria admisible (IDA). Por lo tanto, los residuos en el sitio de inyección necesitan una consideración particular respecto del riesgo de los consumidores de los animales tratados.

4.2.1. Interpretación

Debe tenerse en cuenta que el período de retiro en el sitio de inyección estimado de acuerdo a esta guía, no necesariamente debe ser considerado como el período de retiro definitivo para el producto veterinario en estudio.

El período de retiro en el sitio de inyección debe ser comparado con los períodos de retiro basados en la depleción de residuos en los otros tejidos comestibles, y el mayor de estos será el período de retiro reglamentario para el medicamento veterinario en consideración.

4.2.2. Principios generales

Para un medicamento veterinario inyectable, los residuos de interés que permanecen en el sitio de inyección necesitan ser conocidos. En el caso de los medicamentos veterinarios que contienen nuevos principios activos, es necesario realizar una apropiada caracterización de los residuos relacionados a las moléculas activas, incluyendo metabolitos y productos de degradación y/o conversión de posible impacto biológico. Esta información se obtiene en estudios de depleción de residuos radiométricos (ej. residuo total) o cuando fuere apropiado, en estudios de depleción de residuos orientados a la caracterización toxicológica, farmacológica y microbiológica de los mismos.

Para productos veterinarios que contienen principios activos conocidos y de los cuales se conoce la composición de los residuos en el sitio de inyección, los estudios de depleción de residuos radiométricos no son necesarios, y solo se requiere la valoración de la molécula madre o cualquier otro componente relevante del residuo en el sitio de inyección (ej. el residuo marcador). La información referida a la relación entre la relación residuo marcador/residuo total, puede ser obtenida a partir de la información disponible en la literatura.

Cambios en la composición de excipientes que modifiquen la biodisponibilidad del fármaco pueden tener efectos significativos sobre la depleción de residuos en el sitio de inyección y por lo tanto en estos casos, los estudios de depleción tisular de residuos deberían ser realizados nuevamente, dependiendo de la aceleración o el retraso de la absorción.

Para sustancias con LMR establecido en tejido muscular, y para las cuales la depleción de residuos a niveles por debajo del mismo tiene que ser demostrada, se debería realizar un estudio de depleción tisular del residuo marcador.

Cuando el producto inyectable contiene un derivado del residuo marcador específicamente formulado (ej. un derivado éster de la molécula madre), el método analítico debería ser adaptado para poder determinar la concentración actual del residuo marcador en el sitio de inyección.

4.2.3 Diseño del estudio y toma de muestras

Para la estimación de los períodos de retiro, deberán ser considerados los resultados obtenidos a partir del núcleo y la periferia del sitio de inyección. En el caso que en un animal presentase en la periferia del sitio de inyección concentraciones de residuos superiores a las halladas en el centro, este punto no deberá ser incluido en el cálculo estadístico y el método alternativo basado en la IDA deberá ser aplicado.

El reporte del estudio de depleción de residuos en el sitio de inyección deberá acompañarse de una descripción completa y detallada del diseño y las condiciones experimentales, la selección del sitio de inyección del producto, la técnica usada para la inyección, el instrumental utilizado, la profundidad de la inyección (intramuscular), medidas tomadas para permitir la localización precisa del sitio de inyección al momento del sacrificio, detalle de la técnica de obtención y acondicionamiento de la muestra.

Nota: Se recomienda consultar la guía n° 1, página 7, ítem 2.2.6.1.

4.2.4 Procedimiento basado en el LMR

Para las sustancias que tienen LMR para músculo, el sitio de inyección es normalmente considerado como tejido muscular, y la valoración de los residuos en el mismo deberá tomar en consideración el LMR y la concentración del residuo marcador en el músculo.

El tiempo de retiro deberá asegurar que la concentración del residuo marcador haya disminuido por debajo del LMR en el sitio de inyección. En ese caso se asume que la totalidad de tejido muscular de un animal al cual se le administró una formulación inyectable por vía intramuscular o subcutánea proviene exclusivamente del sitio de inyección.

Para sustancias liposolubles, de aplicación subcutánea en la especie porcina, la muestra del sitio de inyección deberá ser tomada del panículo adiposo. En tales casos, los residuos presentes en el panículo adiposo deben ser comparados con el LMR del tejido graso.

La experiencia muestra que en muchos casos el método basado en el LMR da lugar a una estimación segura y adecuada del período de retiro para el sitio de inyección. Cuando este procedimiento es aplicado, debe sin embargo corroborarse que el residuo marcador en músculo es válido para predecir los residuos de interés en el sitio de inyección. Por ejemplo, un residuo marcador no debe ser considerado como apropiado si éste no es un componente del residuo total en el sitio de inyección (ej. un metabolito que no esté presente en el sitio de inyección).

En otras palabras, en ciertas circunstancias el tiempo de retiro basado en el LMR no necesariamente asegura que la ingesta de residuos presentes en la canasta alimenticia incluyendo el sitio de inyección esté por debajo de la IDA. Si existiera algún indicio acerca de que el método basado en el LMR es inconsistente con la IDA, una estimación paralela basada en la IDA deberá ser realizada para confirmar que el período de retiro estimado es apropiado.

4.2.5 Procedimiento basado en la IDA

Para sustancias que no tienen LMR establecido, el valor de referencia para la valoración de los residuos en el sitio de inyección es la IDA. La valoración de los residuos en el sitio de inyección mediante la IDA debería abarcar todos los aspectos de la sustancia en estudio (la IDA toxicológica, farmacológica y microbiológica).

Dependiendo del tipo de IDA, los residuos de interés pueden ser cualquiera de los residuos relacionados o la fracción activa, farmacológica, microbiológica y/o toxicológica de los residuos totales.

La ingesta diaria de residuos debe calcularse usando el consumo estándar basado en la composición de la canasta alimenticia estándar conformada por: 300 g de tejido del sitio de inyección, 50 g de grasa o grasa y piel, 100 g de hígado y 50 g de riñón.

El sitio de inyección aquí debe ser tratado como tejido muscular y los 300 g de la porción muscular de la canasta alimenticia deben representar los tejidos del sitio de inyección.

El procedimiento para calcular el tiempo de retiro de acuerdo al método basado en la IDA es el siguiente:

- 1- Determinar la cantidad de residuo de interés en 300 g del sitio de inyección de cada animal en cada punto de muestreo (sacrificio) y en el resto de los tejidos comestibles, si fuera necesario, tomar en cuenta la relación residuo marcador/residuo de interés. Se asume que la porción de 300 g de tejido muscular proviene total y exclusivamente del sitio de inyección. Estos 300 g de tejido muscular no deben confundirse con los 500 g de la muestra obtenida para la determinación de la concentración de los residuos. La cantidad de residuos contenida en 300 g debe derivarse a partir de la concentración presente en los 500 g de muestra procesada.
- 2- Para cada animal determinar en cada punto de muestreo la suma de los residuos en la canasta alimenticia estándar, en donde la cantidad de residuos en músculo es reemplazada por la cantidad determinada en el sitio de inyección.
- 3- En el caso que se requiera estimar el tiempo de retiro del total de residuos, la concentración tisular del residuo marcador debe ser transformada mediante el factor de corrección determinado por la relación: residuo marcador/residuos totales, según la siguiente ecuación:

$$IR = (C \times F)/R$$

donde:

IR = ingesta de residuo.

C = concentración del residuo marcador.

F = gramos de tejido consumido (según la canasta alimenticia estándar).

R = relación entre residuo marcador y concentración total de residuos.

- 4- Identificar la IDA apropiada.
- 5- Estimar el tiempo de retiro empleando el procedimiento descrito a continuación:

La ingesta diaria de residuos (IR) en la canasta alimenticia estándar (500 g), se determina para cada animal en cada punto de muestreo (sacrificio) usando la siguiente ecuación.

$$IR = (C_M \times F_M) + (C_H \times F_H) + (C_R \times F_R) + (C_G \times F_G)$$

donde:

IR = ingesta diaria de residuo.

C = concentración del residuo marcador.

F = valores de consumo (0,3 kg de músculo, 0,1 kg de hígado, 0,05 kg de riñón y 0,05 kg de grasa).

Subíndices = M (músculo), H (hígado), R (riñón) y G (grasa).

En el caso de necesitar la estimación de la ingesta diaria de residuos totales, se aplica el factor de corrección derivado de la relación entre la concentración del residuo marcador y la concentración de residuos totales tal y como se presenta a continuación:

$$IR = (C_M \times F_M/R_M) + (C_H \times F_H/R_H) + (C_R \times F_R/R_R) + (C_G \times F_G/R_G)$$

donde:

R = residuo marcador/residuo total

El método se basa en establecer el período de retiro al tiempo en el que los valores de IR de todos los animales se encuentren por debajo del valor de la IDA. Sin embargo, una vez que se ha estimado este tiempo, debe ser fijado un margen de seguridad para compensar la incertidumbre biológica que representa la variabilidad de la cinética de depleción tisular.

La dimensión del margen de seguridad depende de varios factores asociados al diseño experimental y a las propiedades farmacocinéticas de la droga en estudio.

Aunque no es posible proporcionar una recomendación general aplicable a todos los casos, una guía aproximada para calcular la duración del margen de seguridad es incrementar en un 10%-30% el valor del tiempo en el que todos los valores de IR se hallan por debajo de la IDA.

4.2.6 Procedimiento basado en el límite de exposición alternativo

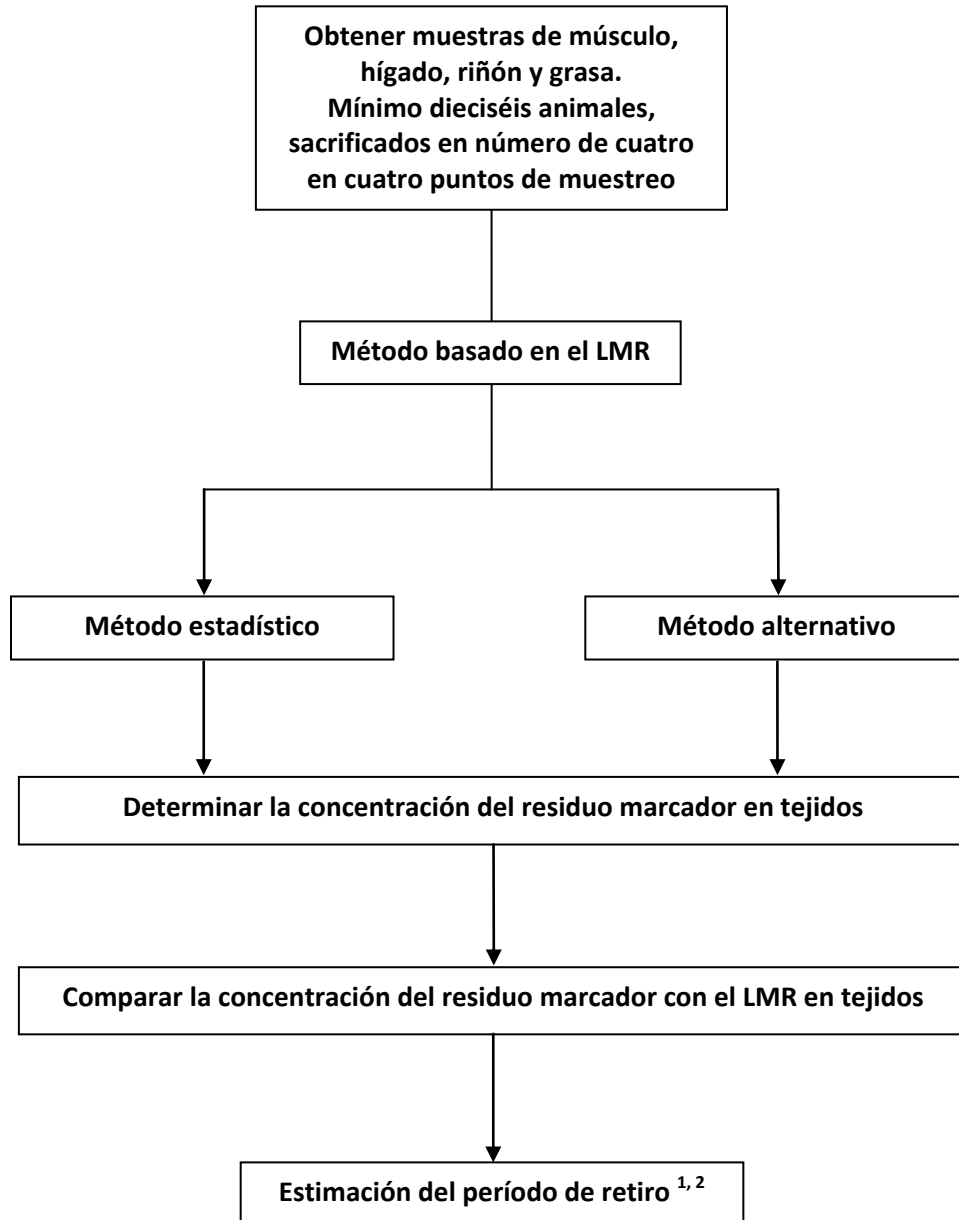
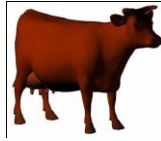
Este procedimiento se aplica en principio a sustancias para las cuales no se ha establecido un valor de IDA, pero que son usadas como componentes de formulaciones inyectables y que dejan grandes cantidades de residuos en el sitio de inyección manteniendo su actividad biológica.

Ejemplos de límites de exposición pueden ser: cantidad máxima de ingestión recomendada (ej. vitaminas), máximo nivel de ingesta tolerable (ej. minerales/elementos traza), niveles basales o naturales para compuestos que pueden ser producidos de manera endógena (hormonas) o cualquier otro límite que pueda resultar apropiado.

En todo caso la conveniencia de los límites de exposición elegidos debe ser científicamente justificada. La derivación de este período de retiro, es en principio análogo al método descrito para la estimación basada en el LMR o la IDA.

El período de retiro debe ser determinado por comparación de los datos de concentración de residuos con el límite alternativo, que por lo general se refiere a una determinada concentración (ej. análogo al método basado en el LMR) o a una cantidad determinada de residuos ingerida (ej. análogo al método basado en la IDA).

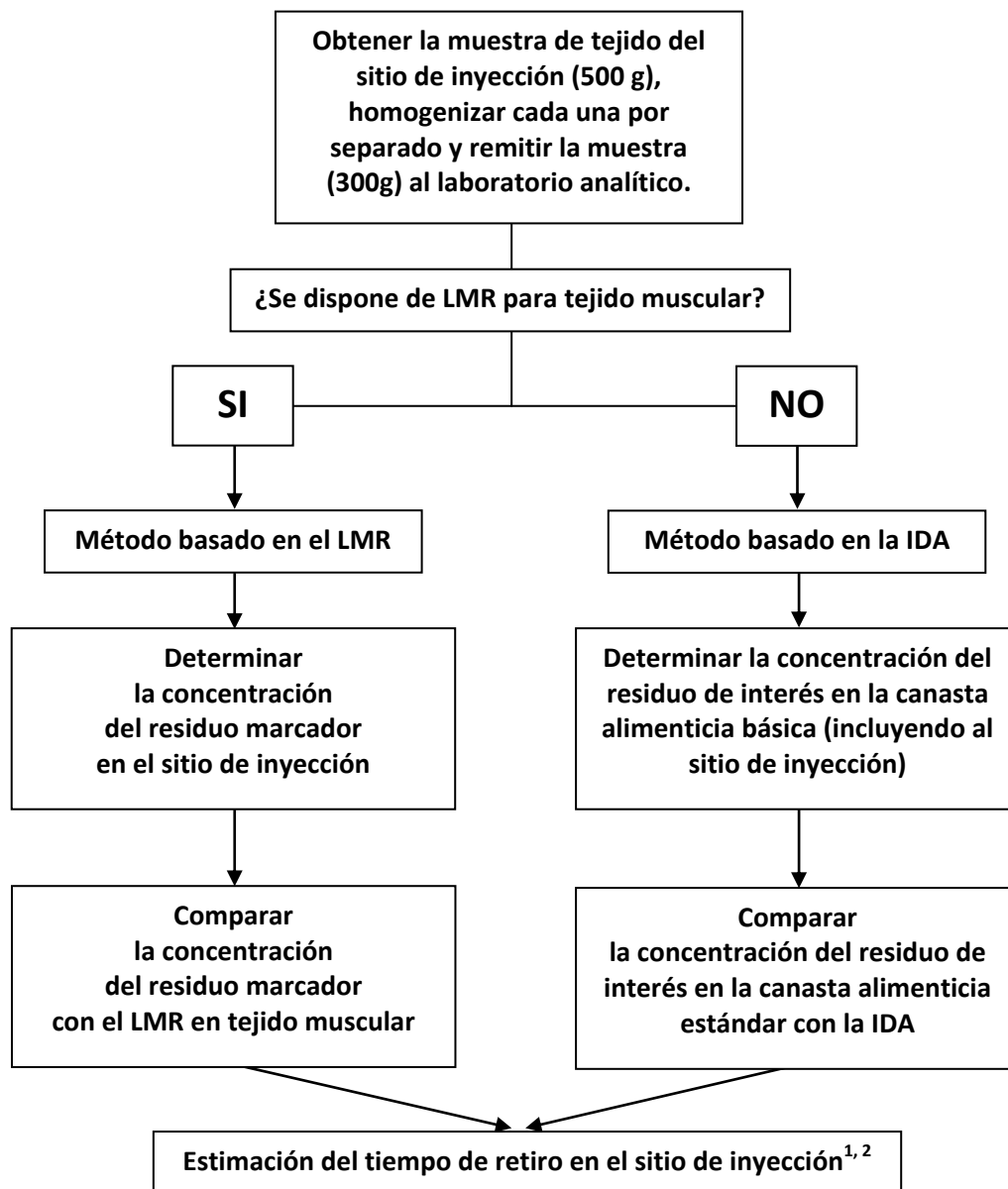
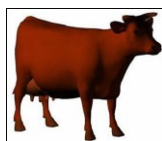
ESQUEMA COMPARATIVO DE MUESTREO Y ANÁLISIS DE LOS TEJIDOS COMESTIBLES Y ESTIMACIÓN DEL PERÍODO DE RETIRO MEDIANTE EL PROCEDIMIENTO BASADO EN EL LMR.



1- El período de retiro debe ser estimado para todos los tejidos comestibles y será calculado en base a los procedimientos propuestos en esta guía. El período de retiro más prolongado será considerado el más apropiado.

2- Si el producto veterinario se administró por vía parenteral (IM – SC), el período de retiro del tejido muscular será reemplazado por el período de retiro de los tejidos en el sitio de inyección.

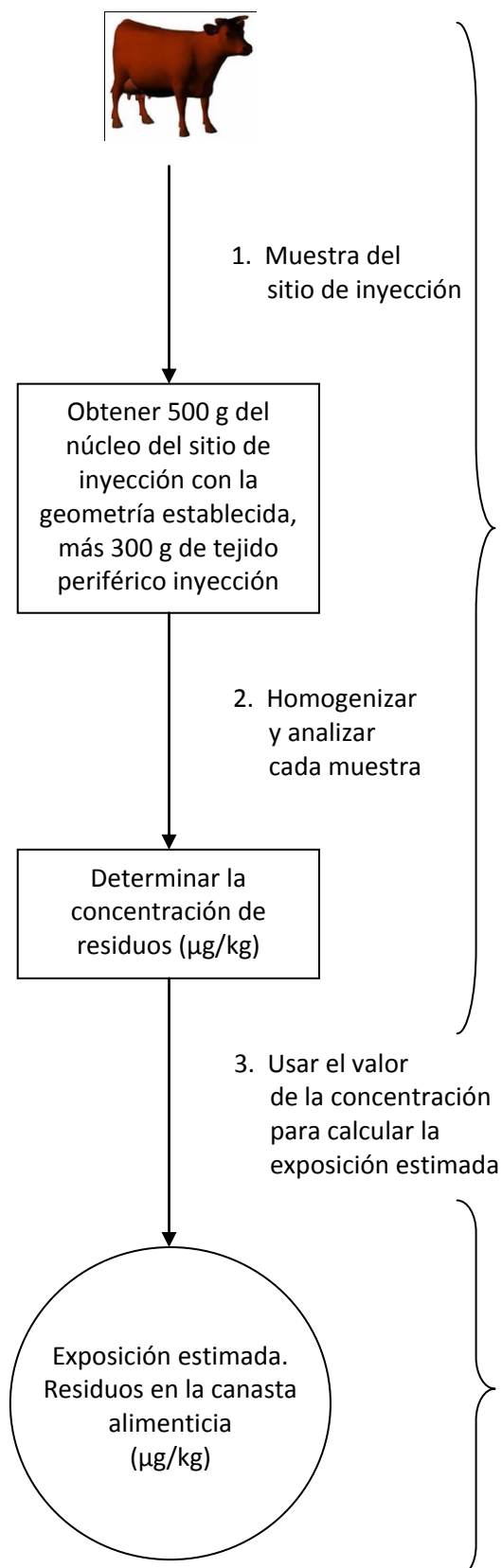
ESQUEMA COMPARATIVO DE MUESTREO Y ANÁLISIS DE LOS TEJIDOS EN EL SITIO DE INYECCIÓN Y ESTIMACIÓN DEL PERÍODO DE RETIRO MEDIANTE LOS PROCEDIMIENTOS BASADOS EN EL LMR Y LA IDA.



1- En ciertos casos se necesita que el método basado en la IDA se realice en paralelo para corroborar la confiabilidad del período de retiro estimado por el método basado en el LMR, para asegurar que los residuos presentes en la canasta alimenticia presenten valores menores a la IDA.

2- Debe ser calculado en base a los procedimientos propuestos en esta guía. El período de retiro estimado por el procedimiento basado en el LMR debe ser estimado para el resto de los tejidos comestibles. El tiempo de retiro más prolongado será considerado el más apropiado.

ESQUEMA DE MUESTREO Y ANÁLISIS DE LOS TEJIDOS EN EL SITIO DE INYECCIÓN Y ESTIMACIÓN DE LA EXPOSICIÓN EN LA CANASTA ALIMENTICIA ESTÁNDAR.



Muestreo en el sitio de inyección.

1. El muestreo del sitio de inyección es diferente del que se realiza para el resto de los tejidos comestibles tales como el hígado, riñón y tejido muscular, en los que se asume que los residuos se hallan distribuidos de manera homogénea y que la localización de la zona de muestreo tiene poco o ningún impacto en la cuantificación de la concentración de residuos.
2. En el sitio de inyección, la distribución homogénea de los residuos no puede ser asumida de manera automática. Debido a los procesos de dispersión y/o difusión, se produce un gradiente de concentración dentro del área de liberación del principio activo, con elevadas concentraciones alrededor del centro de la región en donde se realizó la inyección. Como resultado de esto, la localización precisa del tejido y la anatomía del mismo pueden tener un impacto considerable en la determinación de la concentración de los residuos.
3. El método de muestreo deberá asegurar que se obtenga el área de mayor concentración de residuos. Se recomienda tomar del sitio de inyección aproximadamente 500 g de tejido con el punto de inyección en el centro del mismo. Esta muestra deberá tener la forma de un cilindro de 10 cm de diámetro y 6 cm de profundidad (intramuscular) o 15 cm de diámetro y 2,5 cm de profundidad (subcutáneo), asumiendo que esta masa tisular representa el sitio primario de inyección. Para asegurar que la muestra incluye el máximo nivel de residuos, se deberá obtener una segunda muestra de tejido periférico de aproximadamente 300 g.

Exposición de la canasta alimenticia estándar estimada por la IDA.

4. La contribución del sitio de inyección en la canasta alimenticia estándar se obtiene multiplicando la concentración de residuos con los valores de consumo (kg/día). El valor de consumo estándar de músculo para una persona de 60 kg es de 0.3 kg.
5. La exposición de los residuos en la canasta alimenticia estándar se calcula de la siguiente manera:

$$IR = (C_M \times F_M) + (C_H \times F_H) + (C_R \times F_R) + (C_G \times F_G)$$

donde:

IR = ingesta diaria de residuo

C = concentración del residuo marcador

F = valores de consumo (0,3 kg de músculo, 0,1 kg de hígado, 0,05 kg de riñón y 0,05 kg de grasa).

Subíndices = M (músculo), H (hígado), R (riñón) y G (grasa).

5. Referencias

- 1- Bartlett, M. S. (1937). Properties of sufficiency and statistical tests. Proceedings of the Royal Statistical Society Series A 160, 268–282.
- 2- CVMP (1994) Position Paper: Approach towards Harmonisation of Withdrawal Periods, III/5934/94-EN, Nov. 1994.
- 3- David, H.A. (1952). "Upper 5 and 1% points of maximum F-ratio." *Biometrika*, 39, 422–424.
- 4- EMEA/CVMP/036/95: Note for Guidance: Approach Towards Harmonisation of Withdrawal Periods. (CVMP adopted April 96).
- 5- EMEA/CVMP/542/03-FINAL: Guideline on Injection Site Residues. (CVMP into effect April 2005).
- 6- FDA (1983), General Principles for Evaluating the Safety of Compound Used in Food-Producing Animals.
- 7- FDA (1994), General Principles for Evaluating the Safety of Compound Used in Food-Producing Animals.
- 8- Graf, U.; Henning, H.I.; Stange, P.T. (1987) *Wilrich, Formeln und Tabellen der angewandten mathematischen Statistik*, 3rd ed., Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, London, Paris, Tokio.
- 9- Hartley, H.O. (1950). The Use of Range in Analysis of Variance *Biometrika*, 37, 271–280.
- 10- O'Brien, R.G. (1981). A simple test for variance effects in experimental designs. *Psychological Bulletin*, 89, 570–574.
- 11- Owen, D.B. (1962), *Handbook of Statistical Tables*, Addison-Wesley Publishing Company, Reading, Massachusetts.
- 12- Pearson, E.S., Hartley, H.O. (1970). *Biometrika Tables for Statisticians*, Vol 1.
- 13- Shapiro, S. S.; Wilk, M. B. (1965). "An analysis of variance test for normality (complete samples)". *Biometrika* 52 (3-4): 591–611.
- 14- Stange, K. (1971) *Angewandte Statistik*, Vol. II, pp. 141-143, Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York.
- 15- VICH (2009) Guidelines for the validation of analytical Methods used in residue Depletion Studies. VICH International Cooperation on Harmonisation of Technical Requirements for Registration of Veterinary Medicinal Products, GL 49 (MRK) - Method Used in Residue Depletion Studies. For consultation at step 4 - Draft 1.
- 16- William, J., Conover (1999). *Practical Nonparametric Statistics (Third Edition ed.)* Wiley, New York, NY USA. pp. 388–395.

6. Anexo

Procedimientos estadísticos

Test de Bartlett

El test de Bartlett¹, es usado para chequear si un número de k muestras provienen de poblaciones que presentan varianzas similares. La igualdad de varianzas entre diferentes muestras se denomina homogeneidad de varianzas u homocedasticidad.

El uso del test de Bartlett se justifica en el hecho que muchos test estadísticos como por ejemplo el test de diferencias de medias de t -de Student o el análisis de varianza asumen que las varianzas entre diferentes muestras son iguales.

La FDA^{6, 7} recomienda el uso de este test debido a su robustez, aunque es extremadamente sensible a desvíos de normalidad. Por otra parte este test solo puede ser usado cuando cada grupo de datos es igual o mayor a 5 (cinco). Presenta la ventaja que se pueden comparar grupos de datos de diferentes tamaños.

El test de Bartlett se usa para chequear la hipótesis nula, H_0 de que las varianzas poblacionales son iguales, respecto de la hipótesis alternativa H_1 de que al menos dos son diferentes. Si disponemos de k muestras con un tamaño de n_i muestras y una varianza S_i^2 el estadístico de Bartlett es:

$$X^2 = \frac{(N - k) \ln(S_p^2) - \sum_{i=1}^k (n_i - 1) \ln(S_i^2)}{1 + \frac{1}{3(k-1)} \left(\sum_{i=1}^k \left(\frac{1}{n_i - 1} \right) - \frac{1}{N - k} \right)}$$

donde $N = \sum_{i=1}^k n_i$ y $S_p^2 = \frac{1}{N - k} \sum_{i=1}^k (n_i - 1) S_i^2$ es el estimador de la varianza total.

El estadístico del test de Bartlett tiene aproximadamente una distribución X^2_{k-1} . La hipótesis nula es rechazada cuando $X^2 > X^2_{k-1, \alpha}$, donde $X^2_{k-1, \alpha}$ es el valor crítico superior para una distribución X^2_{k-1} .

Test de Hartley

Este test, desarrollado en 1950 por Hartley⁹, y es también conocido como el test de F_{\max} o el test de F_{\max} de Hartley. Es utilizado en el análisis de varianza para verificar que diferentes grupos tiene varianzas similares, condición indispensable para realizar comparaciones entre grupos mediante la aplicación de test estadísticos paramétricos. El test presenta la desventaja de que solo puede usarse para comparar grupos de datos de igual tamaño.

El test se basa en el cálculo de la relación entre la varianza grupal mayor ($\max s_j^2$) y la varianza grupal menor ($\min s_j^2$). El valor resultante, es entonces comparado con el valor crítico presente en una tabla de distribución de F_{\max} 3, 12.

Se asume que los grupos presentan varianzas similares si el valor calculado es menor que el valor crítico.

El test de Hartley asume que los datos de cada grupo presentan distribución normal y que los grupos presentan igual número de individuos. Este test, aunque conveniente, es poco sensible a desvíos de distribución normal¹⁰.

Test de Cochran

Este test, desarrollado por William Gemmell Cochran¹⁶ es un análisis de dos vías de bloques aleatorios, donde el resultado de la comparación solo puede tener dos resultados. El test de Cochran, también conocido como Test Q de Cochran, es un test de estadística no paramétrica.

La EMEA₅ considera que éste es el mejor test, ya que es más sencillo que el test de Bartlett. Por otra parte es menos sensible a desvíos de normalidad que este último y además puede ser usado para analizar grupos de datos de diferente tamaño.

El test asume que el número de tratamientos experimentales es mayor a dos ($k > 2$) y que las observaciones están organizadas en un determinado número (b) bloques tal como se presenta a continuación:

	Tratamiento 1 (k_1)	Tratamiento 2 (k_2)	Tratamiento; (k_i)
Bloque 1 (b_1)	X_{11}	X_{12}	X_{1k}
Bloque 2 (b_2)	X_{21}	X_{22}	X_{2k}
Bloque 3 (b_3)	X_{31}	X_{32}	X_{3k}
Bloque 4 (b_4)
Bloque; (b_i)	X_{b1}	X_{b2}	X_{bk}

El test de Cochran parte de la hipótesis nula (H_0) que afirma que los tratamientos son iguales, y la hipótesis alternativa (H_1) afirma que existe diferencia entre los tratamientos.

El estadístico del test de Cochran es:

$$T = k(k-1) \sum_{j=1}^k \left(X_{\bullet j} - \frac{N}{k} \right)^2 / \sum_{i=1}^b X_{i\bullet} (k - X_{i\bullet})$$

donde

k es el número de tratamientos

$X_{\bullet j}$ es el valor total de las columnas al $j^{\text{ésimo}}$ tratamiento

b es el número de bloques

$X_{i\bullet}$ es el valor total de las celdas al $i^{\text{ésimo}}$ bloque

N es el valor del total de las muestras

El nivel de significancia de la región crítica está dado por:

$$T > X_{1-\alpha, k-1}^2$$

donde $X_{1-\alpha, k-1}^2$ es el cuantil $(1-\alpha)$ de la distribución de chi-cuadrado con un grado de libertad de $k-1$. La hipótesis nula es rechazada si el valor del estadístico cae dentro de la región crítica.

Test de Shapiro-Wilk

Este test fue publicado en 1965 por Samuel Shapiro y Martin Wilk¹³, y se lo emplea para chequear la hipótesis nula (H_0) de que una muestra X_1, \dots, X_n proviene de una población con distribución normal.

El test parte de la hipótesis nula (H_0) que afirma que los datos experimentales proviene de una población con distribución normal, y la hipótesis alternativa (H_1) afirma los datos experimentales provienen de una población con distribución no normal. El estadístico del test es el siguiente:

$$W = \frac{\left(\sum_{i=1}^n a_i x_{(i)}\right)^2}{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}$$

donde:

$x_{(i)}$ es el $i^{\text{ésimo}}$ orden estadístico, ej: el menor valor en la muestra

\bar{x} es la media de la muestra.

Las constantes a_i están dadas por la siguiente ecuación:

$$(a_1, \dots, a_n) = \frac{m^T V^{-1}}{(m^T V^{-1} V^{-1} m)^{1/2}}$$

donde

$$m = (m_1, \dots, m_n)^T$$

m_1, \dots, m_n son valores esperados del orden estadístico de variables independientes y con idéntica distribución aleatoria, provenientes de poblaciones con distribución normal, y V es la matriz de covarianza de esos ordenes estadísticos.

La hipótesis nula se rechaza cuando el valor del estadístico (W) es menor que el error alfa seleccionado (0,05). En caso que el estadístico (W) sea mayor al nivel alfa seleccionado, entonces no se puede rechazar la hipótesis nula y se asume que los datos experimentales provienen de una población con distribución normal.

Cálculo del límite superior del intervalo de tolerancia

Si bien la FDA^{6, 7} propone estimar el límite superior del intervalo de tolerancia al 99% con un intervalo de confianza al 95%. Una objeción que se le hace a este criterio, es la excesiva extrapolación de los valores del intervalo de tolerancia, ya que muchas veces este intercepta el valor del LMR en un tiempo posterior a los valores de las últimas concentraciones tisulares detectadas. Esta excesiva extrapolación puede resultar en una inadecuada estimación del tiempo de retiro. La EMEA⁵, propone un intervalo de tolerancia al 95%, lo cual minimiza el problema de la extrapolación y proporciona una estimación más realista del tiempo de retiro.

Método de distribución de t no centralizada (FDA)

El límite superior del intervalo de tolerancia a cualquier tiempo se calcula según la siguiente ecuación:

$$T(y) = a + b.t + k.s. \left[\frac{1}{n} \cdot \left(\frac{t - \bar{xt}}{\sum t_i - \bar{xt}} \right)^2 \right]^{0.05}$$

donde:

k = el 95^{mo} percentil de una distribución de “ t ” no centralizada con un parámetro no centralizado “ d ” y grados de libertad igual a S^2 .

$$d = \frac{z}{\left[\frac{1}{n} \cdot \left(\frac{t - \bar{xt}}{\sum t_i - \bar{xt}} \right)^2 \right]^{0.05}}$$

z = 95^{mo} percentil de una distribución estándar normalizada.

Para calcular el valor de “ k ”, referirse a D.B. Owen, Handbook of Statistical Tables, Addison-Wesley, Reading, Massachusetts (1962)¹¹. Empleando el valor de “ d ” y la tabla de factores para el cálculo de los valores críticos de la distribución de “ t ” no centralizada con un percentil del 95% (0,95) y “ n ” grados de libertad.

El límite superior del intervalo de tolerancia se calcula como el antilogaritmo del valor calculado. Inspeccionar que el valor estimado no exceda el valor del LMR, si esto ocurre se debe incrementar el valor de t y repetir el procedimiento de cálculo hasta que el valor calculado sea inferior al LMR, en ese caso el valor de t se corresponde con el tiempo de retiro.

Método de Stange (EMEA)

El cálculo del límite superior del intervalo de tolerancia al 95% con un intervalo de confianza al 95% puede realizarse también con el procedimiento reportado por de Stange¹⁴

el cual se describe a continuación:

$$Ty = a + bt + k_T s_{y,x}$$

donde:

T_y = límite superior del intervalo de tolerancia a un tiempo de muestreo determinado

a = punto donde la recta cruza al eje de la ordenada

b = pendiente de la recta

t = tiempo.

$$k_r = \frac{\sqrt{(2n-4)}}{(2n-4)^* - u_{1-\alpha}^2} \left[\sqrt{(2n-4)^*} u_{1-\gamma} + u_{1-\alpha} W_n \right]$$

$$W_n = \sqrt{u_{1-\gamma}^2 + [(2n-4)^* - u_{1-\alpha}^2]} \left[\frac{1}{n} + \frac{(x - \bar{x})^2}{S_{xx}} \right]$$

$$S_{xx} = \sum x_i^2 - \frac{1}{n} (\sum x_i)^2$$

Los respectivos valores estadísticos de la distribución normal estandarizada son:

- Para $1-\alpha = u_{1-\alpha} = 1.6449$
- Para $1-\gamma = u_{1-\gamma} = 1.6449$

$S_{y,x}$ = error residual, (*) = (2n-5) de acuerdo a Graf et al.7.

La corrección propuesta por Graaf₈ (usando el término (2n-5) en lugar de (2n-4), resulta en un límite del intervalo de tolerancia ligeramente mayor. De acuerdo a Stange, la ecuación es válida para un valor de $n \approx 10$, mientras que Graf incrementa la validez del cálculo a un valor de $n \approx 20$.

Fecha de vigencia

Mayo de 2011

Periodicidad de revisión

10 años